

5. Biomasse und Bioaktivität

5.1. Biovolumen und Biomasse

5.1.1. Begriffsbestimmung

Die Biomasse ist die Masse einzelner Organismen, Organismengruppen oder der zu einem bestimmten Zeitpunkt vorhandenen Organismen je Fläche- oder Volumeneinheit einer Lebensstätte. Sie ist als Maß für Energie eine wesentliche Kenngröße für die Abschätzung der Populationsdynamik und den Energiefluß durch Ökosysteme. Anders als Abundanzen erlaubt die Bestimmung der Biomasse einen unmittelbaren Vergleich des Energiegehaltes unterschiedlicher trophischer Ebenen und stellt somit eine Grundvoraussetzung für die Modellierung biologischer Prozesse in aquatischen Ökosystemen dar.

5.1.2. Anwendungsbereich

Die Bestimmung der Biomasse erfolgt insbesondere für das Plankton, aber auch für den Bewuchs, als wesentliche Bezugsgröße für die Bioproduktion. Die Biomasse kann als Frischmasse oder Trockenmasse angegeben werden, wobei für die überwiegend kleinen Formen anstelle der tatsächlichen Masse die Bestimmung des Biovolumens tritt.

Die aktuelle Biomasse etwa des gesamten Phytoplanktons oder bestimmter Spezies und ihre zeitliche Entwicklung sind von erheblicher Bedeutung für die Entwicklung der Wasserbeschaffenheit in Standgewässern aber auch für deren Nutzung z.B. als Badegewässer oder zur Trinkwasserversorgung.

5.1.3. Geräte, Apparaturen, Chemikalien

Allgemeine Ausrüstung eines hydrobiologischen Labors

5.1.4. Probenahme

Die Probenahme erfolgt wie bei der Untersuchung der verschiedenen Organismen- bzw. Lebensformgruppen angegeben.

5.1.5. Probenkonservierung und Transport

Konservierung und Transport der Proben erfolgen wie bei der Untersuchung der verschiedenen Organismen- bzw. Lebensformgruppen angegeben.

5.1.6. Untersuchungsgang

5.1.6.1. Phytoplankton

Bestimmung des Biovolumens

Die geringe Größe planktischer Algen macht direkte Massebestimmungen einzelner Individuen in der Regel unmöglich.

Es gibt Ausnahmefälle, in denen direkte Messungen möglich sind. Ein Beispiel stellt *Gloeotrichia echinulata*, ein großes, koloniebildendes Cyanobakterium, dar. *Gloeotrichia*-Kolonien sind mit bloßem Auge zu sehen, können aus dem Wasser gesammelt und direkt gemessen werden. Auch hier sollten jedoch zusätzliche indirekte Messungen, wie die Bestimmung des Volumens einzelner Filamente, durchgeführt werden.

Für die Bestimmung der Biomasse des Phytoplanktons werden in der Regel indirekte Methoden angewandt. Für die Volumenbestimmung werden den einzelnen Spezies distinkte geometrische Körper (bzw. eine Kombination aus verschiedenen Körpern) zugeordnet. Aus der Gesamtzahl der Zellen kann dann das Gesamtvolumen berechnet werden. Aufgrund der hohen Variabilität in der Form der Phytoplankter kann durch die Anpassung geeigneter geometrischer Körper immer nur die bestmögliche Annäherung erreicht werden. Zur Verdeutlichung, daß die Biomasse indirekt über das Volumen bestimmt wurde, wird die Bezeichnung „**volumetrische Biomasse**“ vorgeschlagen. Das Zellvolumen kann in Zellmasse, Kohlenstoff- oder Chlorophyll-a-Gehalte konvertiert werden:

Umrechnung in Zellmasse:

$$10^9 \mu\text{m}^3 = 1 \text{ mm}^3 = 1 \text{ mg (Dichte („spezifisches Gewicht“) = } 1 \text{ g} \cdot \text{cm}^{-3} \text{ vorausgesetzt)}.$$

Umrechnung in Kohlenstoff:

$$C = 0.1204 \cdot V^{1.051}$$

mit:

C = Kohlenstoff in pg, V = Volumen in μm^3 .

Nähere Information zur Relation von Kohlenstoff und Zellvolumen findet sich in ROCHA, DUNCAN (1985).

Umrechnung von volumetrischer Biomasse in Chlorophyll a:

Der Chlorophyllgehalt von Phytoplanktonorganismen hängt von zahlreichen Faktoren wie z. B. dem Alter (junge Zellen weisen hohe Chlorophyllgehalte auf), Limitationsmuster (der Chlorophyllgehalt lichtlimitierter Zellen ist höher als der nährstofflimitierter Zellen), der Größe (kleine Algen enthalten vergleichsweise mehr Chlorophyll als große Algen), etc. ab. Der Chlorophyll-a-Gehalt der Phytoplanktonbiomasse variierte zwischen 0.33 und 0.62 % der volumetrisch bestimmten Frischmasse in den von ROTT

(1981) durchgeführten Vergleichsstudien. In Mitteleuropäischen Flachseen wurden Gehalte zwischen 0.08 und 1.88 % gemunden (VÖRÖS, PADISÁK 1991). Weitere Faktoren finden sich in VERRY et al. (1992).

In den meisten publizierten Gleichungen oder Beziehungen (siehe auch die zuvor zitierten) blieb das Picoplankton unberücksichtigt. Da der Kohlenstoff- bzw. Chlorophyll-a-Gehalt des Picoplanktons vergleichsweise hoch ist, ist bei der Anwendung der oben genannten Beziehungen eine Unterschätzung des Kohlenstoffs- als auch des Chlorophyll-a-Gehaltes in zahlreichen Systemen wahrscheinlich. Derartige Systeme umfassen oligo- und mesotrophe Seen, hypertrophe Seen, Seen (nicht Flüsse) mit sehr hoher anorganischer Trübung ($> 30 \text{ mg} \cdot \text{l}^{-1}$).

Zelldimensionen und dementsprechend Zellvolumina variieren je nach Spezies zwischen 10^{-1} bis $10^6 \mu\text{m}^3$. Das Volumen einer *Ceratium*-Zelle entspricht dem Volumen von 10^5 einzelnen *Synechococcus*-Zellen (Picoplankton). Weiterhin können die Individuen einer Species recht unterschiedliche durchschnittliche Volumina in unterschiedlichen Habitaten haben.

Spezies von *Rhodomonas* und *Cryptomonas* kommen in fast allen Oberflächengewässern vor. Die am häufigsten vertretenen Formen sind klein und werden in der Regel als *Rhodomonas minuta* SKUJA, *Rhodomonas minuta* var. *nannoplantica* SKUJA, *Rhodomonas lacustris* PASCHER & RUTTNER, *Cryptomonas ovata* EHRENBERG und *Cryptomonas erosa* EHRENBERG identifiziert. Schwierigkeiten bei der Unterscheidung der Arten führten in jüngster Zeit zu Bezeichnungen wie z.B. *Rhodomonas minuta/lacustris* oder *Cryptomonas erosa/ovata*. In der Artenliste (s.u.) sind Zellvolumina (nach verschiedenen Autoren) zusammengefaßt.

Eine weitere Schwierigkeit bei der Biomassebestimmung resultiert aus der Variabilität des mittleren Volumens einer Gesamtpopulation im Verlauf ihrer Entwicklung. Auf Grund der hohen Variabilität in der Größe distinkter Spezies werden für die jeweils dominanten Arten eigene Volumenbestimmungen in jeder Probe empfohlen. Auf die in der Artenliste zusammengefaßten Biovolumina sollte nach Möglichkeit nur für Spezies mit geringer Größenvariabilität und/oder für selten vorkommende Arten zurückgegriffen werden. Die Vermessung von 20 Zellen liefert in der Regel zufriedenstellende mittlere Volumina. Arten, die eine hohe Variabilität in der Größe aufweisen (einzellige zentrische Diatomeen, *Aulacoseira*), sind nach Größenklassen getrennt zu erfassen.

Das mittlere Volumen einer Spezies kann mittels zweier Methoden berechnet werden:

- Berechnung der Kubikwurzel der individuellen Größenbestimmungen, Bildung des arithmetischen Mittels der Kubikwurzel für jede Dimension (Breite, Länge, Tiefe). Die mittleren Kubikwurzeln werden in die dritte Potenz überführt. Diese Werte werden für die Volumenkalkulation herangezogen.
- Berechnung des Volumens jeder einzelnen Zelle. Aus den Einzelwerten wird das arithmetische Mittel gebildet.

Volumenberechnungen sind sehr zeitaufwendig. In der Regel liefert die Anwendung relativ einfacher geometrischer Körper in Verbindung mit einer angemessenen Anzahl von Messungen (z. B. 20 Zellen) bessere Schätzungen für die Biomasse als die Verwendung komplizierter geometrischer Körper in Verbindung mit weniger Messungen (<20 Zellen).

Eine einfache Mittelwertbildung der Größenmessungen und anschließende Berechnung des Biovolumens liefert ein Volumen 'durchschnittlicher Größe'. Volumina 'durchschnittlicher Größe' bzw. 'durchschnittlichen Volumens' können sich jedoch stark unterscheiden – speziell für Arten mit annähernd isodiametrischer Form und hoher Variabilität in der Größe.

Durch die Fixierung bedingte Artefakte können für Spezies mit einer harten Zellwand vernachlässigt werden. Viele Flagellaten und speziell Chrysophyceen (*Dinobryon*, *Chrysochromulina*) erfahren jedoch erhebliche Schrumpfung durch die Fixierung und sollten unfixiert gemessen werden. Ist eine Bearbeitung von Lebendproben nicht möglich,

ist auf Faktoren zurückzugreifen, die auf persönlichen Erfahrungen beruhen. Im einzelnen können folgende Richtlinien verfolgt werden (modifiziert nach ROTT 1981):

- Die Strategie der Volumenkalkulation ist vor der Messung festzulegen.
- In der Regel sollten mindestens 20 Zellen gemessen werden.
- Die Skalenteile des Okularmikrometers sind für jede Vergrößerung mit Hilfe eines Objektmikrometers exakt zu kalibrieren.
- Messungen sind bei der stärksten Vergrößerung (400–1000fach) durchzuführen.
- Mittelwerte werden aus individuell berechneten Einzelvolumina bzw. nach der Kubikwurzel-Methode (s. o.) berechnet.
- Die Art der ausgewählten geometrischen Körper für die Volumenberechnung ist zu protokollieren.
- Umgebende Schleim- bzw. Gallerthüllen von Einzelzellen bzw. von Kolonien werden nicht erfaßt (*Gomphosphaeria*, *Elakatothrix* etc.).
- Flagellaten sollten nach Möglichkeit lebend gemessen werden.
- Das Thekavolumen wird bei Arten mit geschlossener Theka vollständig berücksichtigt.
- Kolonievolumina sollten bevorzugt aus der Summe der Einzelvolumina berechnet werden.
- Die dritte Dimension, die für zahlreiche Formen am Umkehrmikroskop nicht direkt gemessen werden kann, sollte an lebenden Zellen (Objektträger) erfaßt werden. Zu diesem Zweck müssen Zellen gegebenenfalls manuell ausgerichtet werden. Ist eine Vermessung von Lebendproben nicht möglich, kann auf die in Bestimmungsschlüsseln angegebenen Längen-Breiten-Tiefen-Relationen zurückgegriffen werden.

Hilfreiche Hinweise für die Bestimmung der lateralen Dimensionen zentrischer Diatomeen in Sedimentationskammern zur umgekehrten Mikroskopie nach UTERMÖHL

1. Bei Zelllänge > Zellbreite ist die Bestimmung der Zelllänge unproblematisch (*Aulacoseira*, *Skletonema*). Dies gilt auch für kettenformende Arten (Ketten von mehreren über Schleimfäden verbundene Zellen), bei denen das Kriterium Länge > Breite erfüllt ist. *Chaetoceros* mit ihren langen Fortsätzen sedimentiert in der Regel in dieser Weise.
2. Ist das Verhältnis von dorsal bzw. lateral sedimentierter Zellen annähernd gleich, ist die direkte Längenmessung verlässlich.
3. Sedimentieren >90% der Zellen dorsiventral, kann davon ausgegangen werden, daß sich der Rest der Zellen in Teilung befand und die Zellen von daher einfach dicker sind. Direkte Messungen der seitlich sedimentierten Zellen würden zu Überschätzungen des Biovolumens führen. Allgemein kann von einer Zelllänge, die etwa die Hälfte des Zelldurchmessers einnimmt, ausgegangen werden.
4. Für den Fall, daß keine lateral sedimentierten Zellen gefunden werden, kann von einer Länge, die 1/3 des Durchmessers entspricht, ausgegangen werden (z. B. *Cyclotella radiosa*).

Beispiele geometrischer Körper zur Berechnung des Zellvolumens

1. Quader: $V = a \cdot b \cdot c$
2. Trapezoid: $V = 0.5 \cdot (a + b) \cdot c \cdot d$
3. Zylinder: (d = Durchmesser): $V = \frac{\pi}{4} \cdot d^2 \cdot c$
4. Kegel (d = Durchmesser): $V = \frac{\pi}{12} \cdot d^2 \cdot c$
5. Kegel mit ellipsenförmigem Querschnitt: $V = \frac{\pi}{12} \cdot a \cdot b \cdot c$
6. Kugel (d = Durchmesser): $V = \frac{\pi}{6} \cdot d^3$
7. Rotationsellipsoid mit kreisförmigem Querschnitt: $V = \frac{\pi}{6} \cdot a \cdot d^2$
8. Rotationsellipsoid mit ellipsenförmigen Querschnitt: $V = \frac{\pi}{6} \cdot b^2 \cdot c$
9. Rotationsparaboloid: $V = \frac{\pi}{8} \cdot d^2 \cdot c$

Volumenkalkulation und Biovolumina ausgewählter Phytoplanktonspezies

Abkürzungen:

N/E: NAUWERCK 1963, Lake Erken, Schweden
 W/S: WILLÉN (1976), Lake Mälaren and Lake Hjälmaren, Schweden
 KFHSV/I: KONONEN et al. (1984), Innerer Archipel – Bucht bei Helsinki, Finnland
 KFHSV/O: KONONEN et al. (1984), Äußerer Archipel – Bucht bei Helsinki, Finnland
 KFHSV/TV: KONONEN et al. (1984), Tvärminne Meerbereich, Finnland
 MPT/GB: PLINSKI et al. (1984), Gdansker Bucht, Polen
 C/T: CRONBERG (1982), Lake Trummen, Schweden
 G/S: GERVAIS (1989), Schlachtensee, Deutschland
 CH/S: CHORUS (1989), Schlachtensee, Deutschland
 LS/ST: LENIHARDT, STEINBERG (1982), Starnberger See (Ammersee, Walchensee), Deutschland
 D/N: DOKULIL (1979), Neusiedlersee, Österreich/Ungarn
 H/BPM: HALLEGRAEFF (1977), Barlosche Lkol, Pool 't Hammetje, Lake Maarsseveen, Niederlande
 JK/S: JAVORNICKÝ, KOMÁRKOVÁ (1973), Slapy Reservoir, Tscheschien
 K/E: KRIENITZ (1991), Elbe, Deutschland
 K/D: KISS, K. T., unveröff., Donau, Ungarn
 MD/N: FEUILLADE, DRUART (1994), Lake Nantua, Frankreich
 E-N/L: ECKRATZ-NOLDEN, G. (1992), Laacher See, Deutschland
 P/B: PADISÁK (1980), Lake Balaton, Ungarn
 (NV/B): NÉMETH, VÖRÖS (1986), Lake Balaton, Ungarn
 PPT/GB: PLINSKI, PICINSKI, TARGONSKI (1984), Gdansker Bucht, Polen

Weitere Daten finden sich in KÜMMERLIN und BÜRGI (1989), BUKERK et al. 1995, KÜMMERLIN (1996) für das Phytoplankton des Bodensees und des Rheins. Die angegebenen Biovolumina haben generell nur orientierenden Charakter. Eigene Messungen sind aufgrund der hohen Variabilität angeraten.

Cyanobacteria

Anabaena: Zellen als Kugel oder Rotationsellipsoid; bei sigmoiden oder gewundenen Formen sollte die Anzahl der Windungen gezählt und mit der mittleren Anzahl der Zellen pro Windung multipliziert werden. Heterozysten und Akineten: Rotationsellipsoid.

Aphanizomenon: Filamente als Zylinder, falls notwendig Filamentende als abgestumpften Kegel mit kreisförmigem Querschnitt berechnen. Heterozysten: Rotationsellipsoid; Akineten: Zylinder.

Anabaenopsis: Zellen: Kugel oder Rotationsellipsoid; Heterozysten und Akineten: Rotationsellipsoid.

Cylindrospermopsis: Filamente: Zylinder; Heterozysten: Kegel oder Kegel plus Rotationsellipsoid; Akineten: Rotationsellipsoid.

Aphanocapsa, Aphanothece: Zellen: Kegel oder Rotationsellipsoid, Messung der Kolonien und Zählung der Zellen pro Flächeneinheit, Bestimmung der Anzahl der Zellen in der Kolonie. Bevorzugte Zählung am Epifluoreszenzmikroskop (Kolonien erscheinen flach), dies gilt auch für andere koloniebildende Arten (*Pannuus*, *Lemmermannia* etc.).

Chroococcus: Zellen 1/2 Ellipsoid oder als Kegel.

Gomphosphaeria, Coelosphaerium, Snowella: Zellen: Rotationsellipsoid, Zählung der Kolonien und Berechnung der mittleren Anzahl pro Zelle und Kolonie. Unterscheidung von Größenklassen kann gegebenenfalls erforderlich sein.

Merismopedia: Zellen: 1/2 Rotationsellipsoid oder Kegel.

Microcystis: Zellen: Kegel, Vermessung der Kolonien, Bestimmung der Zellzahl pro Flächeneinheit, die dreidimensionale Form der Kolonie muß berücksichtigt werden. Die Zerstörung der Kolonien ist gegebenenfalls unvermeidbar (siehe 3.6.1.).

- Anabaena affinis* LEMMERMANN – Zelle $224 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB)
- A. circinalis* RABENHORST – Zelle $420 \mu\text{m}^3$ (JK/S)
- A. cylindrica* LEMMERMANN – Zelle $43 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB)
- A. flos-aquae* BRÉBISSE – Zelle $38 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $110 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $50 \mu\text{m}^3$ (JK/S)
- A. lemmermannii* P. RICITER – Zelle $65 \mu\text{m}^3$ (C/T), Akinete $997 \mu\text{m}^3$ (C/T), $200 \mu\text{m}$ Ø Kolonie $100\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- A. solitaria* var. *smithii* KOMÁREK – Zelle $137 \mu\text{m}^3$ (C/T), $180 \mu\text{m}^3$ (JK/S)
- A. spiroides* KLEBAHN – Zelle $101 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $113 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- A. spiroides* var. *crassa* LEMMERMANN – Zelle $523 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- A. variabilis* KÜTZING – Zelle $31 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB)
- A. viguieri* DENIS, FRÉMY – Zelle $137\text{--}180 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- Aphanizomenon flos-aquae* (LYNGBYE) BRÉBISSE – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $1963 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $1300 \mu\text{m}^3$ (W/S), $2200 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/TV, KFHSV/O), $800\text{--}1400 \mu\text{m}^3$ (C/T), $700\text{--}1100 \mu\text{m}^3$ (CH/S), $200 \mu\text{m}$ Ø Kolonie $100\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E), Aggregation $100\,000 \mu\text{m}^3$ (H/BPM)
- A. flos-aquae* f. *klebahnii* ELENKIN – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $400 \mu\text{m}^3$ (W/S)
- A. gracile* LEMMERMANN – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $300\text{--}1000 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- Anabaenopsis elenkinii* V. MILLER – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $2600 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/I)
- Anabaenopsis elachista* W. G. S. WEST – $50 \mu\text{m}$ Ø Kolonie $200 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- Aphanothece clathrata* W. G. S. WEST – Zelle $1.6 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $3 \mu\text{m}^3$ (C/T), $50 \mu\text{m}$ Ø Kolonie $500 \mu\text{m}^3$ (N/E), Kolonie $300 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- A. ellipsoides* (SCHRÖDER) BOURRELLY – Zelle $5.4 \mu\text{m}^3$, Kolonie $220 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- Chroococcus limneticus* LEMMERMANN – Zelle $270 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), Kolonie $1000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- C. minimus* (KESSLER) LEMMERMANN – Zelle $4 \mu\text{m}^3$, Kolonie $200 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- C. minutus* (KÜTZING) NÄGELI – Zelle $110 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $71 \mu\text{m}^3$ (D/N), $160 \mu\text{m}^3$ (JK/S)
- C. turgidus* (KÜTZING) NÄGELI – Kolonie $2000 \mu\text{m}^3$ (N/E), $500 \mu\text{m}^3$ (LS/ST)
- Cyanodactyon imperfectum* CRONBERG, WEIB. – Zelle $0.52\text{--}2 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- Dactylococcopsis acicularis* LEMMERMANN – Zelle $150 \mu\text{m}^3$ (LS/ST)
- D. irregularis* G. M. SMITH – $63 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- Gloeotrichia echinulata* (J. E. SMITH) RICHTER: Zählung der makroskopisch sichtbaren Kolonien in größeren Probenvolumina. Kolonievolumen: 2/3 des dichten zentralen Teils kann als Durchmesser eines Kegels aufgefaßt werden. Nach Möglichkeit Zählung der Filamente in den Kolonien bzw. in Koloniefragmenten. Basaler Teil der Filamente: Zylinder, zentraler Teil der Filamente: abgestumpfter Kegel, oberer, schmaler Teil der Filamente: Zylinder. Makroskopische Kolonie $25\,000\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E).
- Gomphosphaeria aponina* KÜTZING – Kolonie $2000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- G. naegeliana* (UNGER) LEMMERMANN – Kolonie $2927 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), Zelle $20 \mu\text{m}^3$ (W/S), $16 \mu\text{m}^3$ (G/S), $20 \mu\text{m}^3$ (JK/S)
- G. pusilla* (VAN GOOR) KOMÁREK – Kolonie $1854 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $2000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- Limnotherix redekei* VAN GOOR – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $400 \mu\text{m}^3$ (W/S), $280\text{--}380 \mu\text{m}^3$ (CH/S), $545 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- Lyngbya limnetica* LEMMERMANN – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $133 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $400 \mu\text{m}^3$ (W/S), $100\text{--}300 \mu\text{m}^3$ (C/T), $610\text{--}1000 \mu\text{m}^3$ (CH/S)
- Merismopedia glauca* (EHRENBERG) KÜTZING – Zelle $21 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB)
- M. punctata* MEYER – Zelle $2.8 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $20 \mu\text{m}^3$ (D/N)
- M. tenuissima* LEMMERMANN – Zelle $3.4 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB)
- Microcystis aeruginosa* KÜTZING – Zelle $39 \mu\text{m}^3$ (W/S), $49 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $33 \mu\text{m}^3$ (C/T), $17 \mu\text{m}^3$ (G/S), $60 \mu\text{m}^3$ (JK/S)
- M. viridis* (BRUNNTHALER) LEMMERMANN – Zelle $39 \mu\text{m}^3$ (W/S)
- M. wesenbergii* (KOMÁREK) STARMACH – Zelle $113 \mu\text{m}^3$ (C/T), $39 \mu\text{m}^3$ (W/S)
- Nodularia spumigena* MERTENS – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $16\,900 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/O), $13\,500 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/TV), $6359 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB)
- Oscillatoria limnetica* LEMMERMANN – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $133 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $300 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- O. limnetica* var. *acicularis* NYGAARD – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $200\text{--}300 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- O. tenuis* AGARDH – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $5024 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $1000 \mu\text{m}^3$ (H/BPM)
- Planktothrix agardhii* GOMONT – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $2600 \mu\text{m}^3$ (W/S), $2000 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/I), $1100 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- P. rubescens* DE CANDOLLE – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $2800 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $1920 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- Raphidiopsis mediterranea* SKUJA – je $100 \mu\text{m}$ Fadenlänge $1100 \mu\text{m}^3$ (C/T)

- Rhabdoderma lineare* SCHMIDLE, LAUTERBORN – 125 μm^3 (NV/B)
Snowella lacustris KOMÁREK, HINDÁK – Kolonie 838 μm^3 (PPT/GB), 2000 μm^3 (N/E), 2300 μm^3 (KFHSV/I), 5200 μm^3 (KFHSV/TV), 1000 μm^3 (LS/ST), 2000 μm^3 (NV/B)
Synechococcus vantiqhemii (PRINGSHEIM) BOURRELLY-Zelle 5.4 μm^3 (C/T)
Tetrapedia sp. – 134 μm^3 (E-N/L)

Cryptophyceae (*Cryptomonas*, *Rhodomonas*, *Chroomonas*, *Katablepharys*)

Einfache Form: Rotationsellipsoid mit ellipsenförmigem Querschnitt: Tiefe entspricht etwa 80 % der Breite. Komplizierte Formen sind in ROTT (1981) beschrieben.

- Chroomonas acuta* UTERMÖHL – 90–430 μm^3 (C/T), 122 μm^3 (G/S), 55–300 μm^3 (CH/S)
C. nordstedtii HANSGIRG – 330–470 μm^3 (CH/S), 190 μm^3 (NV/B)
Cryptomonas spp. – >40 μm 2760 μm^3 , 20–40 μm 6570 μm^3 , <20 μm 852 μm^3 (W/V), 30–35 μm 900–6000 μm^3 , 21–27 μm 1340–2975 μm^3 , 15–19 μm 290–750 μm^3 (C/T)
C. curvata EHRENBURG – 11 200 μm^3 (JK/S)
C. erosa EHRENBURG – 2500 μm^3 (N/E), 2050 μm^3 (G/S), 400–500 μm^3 (H/BPM), 1620 μm^3 (JK/S), 1500 μm^3 (NV/B)
C. marssonii – SKUJA 1000 μm^3 (N/E), 2230–5530 μm^3 (CH/S), 1000 μm^3 (LS/ST), 1200 μm^3 (JK/S), 1200 μm^3 (MD/N)
C. ovata EHRENBURG – 500 μm^3 (N/E), 1540–3590 μm^3 (CH/S), 2500 μm^3 (LS/ST), 2200–4600 μm^3 (H/BPM), 3400 μm^3 (NV/B)
C. phaseolus SKUJA – 249 μm^3 (G/S)
C. reflexa SKUJA – 2230 – 5430 μm^3 (CH/S), 3600 μm^3 (JK/S)
C. rostratiformis SKUJA – 6600 μm^3 (G/S), 2570 μm^3 (MD/N)
Katablepharys ovalis SKUJA – 200 μm^3 (N/E), Zelle 170 μm^3 (C/T), 35 μm^3 (MD/N)
Rhodomonas lacustris PASCHER, RUTNER – Zelle 250 μm^3 (N/E), 200 μm^3 (LS/ST), 285 μm^3 (D/N), 70 μm^3 (JK/S), 600 μm^3 (NV/B)
R. minuta SKUJA – Zelle 96 μm^3 (W/V), 200 μm^3 (N/E), (MD/N)
R. minuta var. *nannoplantica* – SKUJA 100 μm^3 (N/E), (MD/N), (NV/B)

Dinophyceae

Ceratium: sehr flache Ellipsoide für den Körper, Kegel bzw. abgestumpfter Kegel für die Hörner (siehe auch ROTT [1981], WILLÉN [1976]).

Gymnodinium, *Peridinium*, *Peridiniopsis*: Querschnitt oftmals elliptisch oder nierenförmig angepaßtes Rotationsellipsoid oder 1/2 Rotationsellipsoid plus 1/2 Kegel.

- Amphidinium geitleri* HUBER-PESTALOZZI – 400 μm^3 (N/E)
Ceratium hirundinella (O. F. MÜLLER) BERGH – 53 000 μm^3 (S/B), (NV/B), 70 000 μm^3 (N/E), 41 700 μm^3 (W/S), 60 000 μm^3 (LS/ST), 10 000–150 000 μm^3 (H/BPM), 27 000–41 000 μm^3 (JK/S), 20 000 μm^3 (MD/N), 45 164 μm^3 (E-N/L)
Diplopsalis acuta (APSTEIN) ENTZ – 35 000 μm^3 (NV/B)
Glenodinium gymnodinium PENARD – 16 000 μm^3 (NV/B)
G. pulvisculum (EHRENBURG) STEIN – 4150 μm^3 (NV/B)
Goniaulax apiculata (PENARD) ENTZ – 52 000 μm^3 (NV/B)
Gymnodinium sp. – Ø 10–12 μm 523–904 μm^3 (C/T), Ø 14.5–17 μm 1600–2500 μm^3 (H/BPM)
G. helveticum PENARD – 7550 μm^3 (W/S), 15 000 μm^3 (N/E), (MD/N)
G. lacustre SCHILLER – 400 μm^3 (N/E)
G. tenuissimum LAUTERBORN – 1500 μm^3 (N/E)
G. lohammari SKUJA – 1000 μm^3 (N/E)
G. mirabile PENARD – 10 000 μm^3 (N/E)
G. ordinatum SKUJA – 1320 μm^3 (NV/B)
Peridinium aciculiferum LEMMERMANN – 8500 μm^3 (N/E), 15 000 μm^3 (MD/N)
P. bipes STEIN – 40 000 μm^3 (N/E), 82 275 μm^3 (PPT/GB), 33 000 μm^3 (MD/N)
P. bipes f. *globosum* LINDEMANN – 15 000 μm^3 (MD/N)
P. cinctum KÜTZING – 40 000 μm^3 (N/E), 50 000–70 000 μm^3 (H/BPM), 17 810 μm^3 (E-N/L), 14 130 μm^3 (NV/B)

- P. euryceps* NAUWERCK – 20 000 μm^3 (N/E)
P. inconspicuum LEMMERMANN – 3000 μm^3 (W/S), 8000 μm^3 (LS/ST), 8000 μm^3 (JK/S), 4600 μm^3 (P/B), 4000 μm^3 (NV/B)
P. palatinum LAUTERBORN – 20 000 μm^3 (MD/N)
P. penardii LEMMERMANN – 3500 μm^3 (NV/B)
P. umbonatum STEIN – 4000 μm^3 (LS/ST)
P. umbonatum var. *goslaviense* (WOLOSZYNSKA) POPOVSKY, PFISTER – 6600 μm^3 (MD/N)
P. williei HUITFELD-KAAS – 55 130 μm^3 (G/S), 50 000 μm^3 (LS/ST), 42 450 μm^3 (JK/S)
Peridiniopsis cunningtonii LEMMERMANN – 8800 μm^3 (MD/N)
P. elpatiewskyi (OSTEN.) BOURRELLY – 35 000 μm^3 (MD/N)
Spirodictyon hyalinum (SCHILLING) LEMMERMANN – 800 μm^3 (N/E)
Woloszynskia pseudopalustris (WOLOSZYNSKA) KISELEV – 11 000 μm^3 (MD/N)

Raphidophyceae

- Goniostomum semen* (EHRENBERG) DIESING – 18 000 μm^3 (W/V)

Chrysophyceae

Das Biovolumen dieser Gruppe kann oftmals an lebendem Material bestimmt werden. Durch die Fixierung bedingte Schrumpfungen sind wahrscheinlich

Bicoeca, *Chrysococcus*: Rotationsellipsoid.

Chromulina, *Kephyrion*, *Pseudokephyrion*, *Kephyriopsis*: Kugel oder Rotationsellipsoid.

Dinobryon: Zellen als Rotationsellipsoid, Cysten als Rotationsellipsoid mit elliptischem Querschnitt. Alle unten aufgeführten Daten: Theca-Zellen nicht als Kugel oder Rotationsellipsoid berechnet

Mallomonas: Rotationsellipsoid oder 1/2 Ellipse (1/2 Kugel) + 1/2 Kegel. Achtung: Die meisten Species können nur mit Hilfe der Schalenmuster identifiziert werden (Elektronenmikroskopie!).

Synura, *Uroglena*: Rotationsellipsoid oder 1/2 Kugel (1/2 Ellipse) + 1/2 Kegel.

- Bicoeca ainikkiae* JÄRNEFELT – 100 μm^3 (N/E), 1950 μm^3 (MD/N)
B. campanulata (LACKEY) BOURRELLY – 970 μm^3 (MD/N)
B. sociale LAUTERBORN – 300 μm^3 (MD/N)
B. stellata BOURRELLY – Kolonie 240 μm^3 (MD/N)
Bitrichia chodatii (REVERDIN) CHODAT – 300 μm^3 (MD/N)
Chromulina sp. – 100 μm^3 (N/E)
Chrysocapsa sp. – Kolonie 7200 μm^3 (MD/N)
Chrysochromulina parva LACKEY – Rotationsellipsoid mit sehr flachem Querschnitt oder Zylinder (Tiefe entspricht etwa einem Drittel bis der Hälfte des Durchmessers) – 24 μm^3 (C/T), 86 μm^3 (W/V), 60 μm^3 (N/S), 14 μm^3 (G/S), 30 μm^3 (LS/ST), 65 μm^3 (NV/B)
Chrysococcus biporus SKUJA – 50 μm^3 (N/E)
C. cystophorus SKUJA – 50 μm^3 (N/E)
C. minutulus (FRITSCH) NYGAARD – 50 μm^3 (N/E)
C. minutus (FRITSCH) NYGAARD – 160 μm^3 (W/S)
C. porifer LEMMERMANN – 50 μm^3 (N/E)
C. rufescens KLEBS – 50 μm^3 (N/E), 150 μm^3 (JK/S), 270 μm^3 (NV/B)
Chrysococcus spp. klein – 50 μm^3 (H/BPM)
Dinobryon spp. – 110 μm^3 (W/S)
D. acuminatum RUTTNER – 350 μm^3 (N/E)
D. bavaricum IMHOF – 200 μm^3 (LS/ST)
D. cylindricum IMHOF – 850 μm^3 (N/E)
D. divergens IMHOF – 168 μm^3 (G/S), 310 μm^3 (LS/ST), 500–750 μm^3 (H/BPM), 390 μm^3 (JK/S), 280 μm^3 (NV/B)
D. divergens var. *schauslandii* (LEMMERMANN) BRUNNTHALER – 800 μm^3 (N/E)

- D. elegantissimum* (KORSIKOV) BOURRELIY – 750 μm^3 (MD/N)
D. petiolatum WILLÉN – 105 μm^3 (MD/N)
D. sertularia EHRENBURG – 350 μm^3 (N/E), 200 μm^3 (LS/ST), 280 μm^3 (NV/B)
D. sociale EHRENBURG – Zelle 160 μm^3 (LS/ST), 280 μm^3 (NV/B)
D. sociale var. *stipitatum* (STEIN) LEMMERMANN 800 μm^3 (N/E), 225 μm^3 (G/S)
D. suecicum LEMMERMANN – 250 μm^3 (N/E)
Kephyrion rubri-claustii CONRAD – 50 μm^3 (N/E)
K. sp. – 135 μm^3 (MD/N)
Mallomonas acaroides PERTY – 2000 μm^3 (LS/ST), 5560 μm^3 (JK/S), 3650 μm^3 (MD/N), 1500 μm^3 (NV/B)
M. akrokomos RUTTNER – 500 μm^3 (N/E), 141 μm^3 (G/S), 310 μm^3 (MD/N)
M. akrokomos var. *parvula* CONRAD – 35 μm^3 (W/S), 350 μm^3 (N/E)
M. caudata IWANOFF – 3470 μm^3 (W/S), 4070 μm^3 (G/S), 12 000 μm^3 (N/E)
M. globosa SCHILLER – 250 μm^3 (N/E)
M. tonsurata var. *alpina* (PASCHER, RUTTNER) KRIEGER – 2500 μm^3 (N/E), 1260 μm^3 (NV/B)
 Monaden, kleine – 64 μm^3 (W/S), 50 μm^3 (N/E)
 Monaden, große – 250 μm^3 (N/E)
Salpingoeca frequentissima (ZACHARIAS) LEMMERMANN – 200 μm^3 (N/E), 120 μm^3 (MD/N), 280 μm^3 (NV/B)
S. gracilis CLARK – 790 μm^3 (MD/N)
Steleomonas dichotomus LACKEY – 200 μm^3 (N/E)
Stokesiella sp. – 250 μm^3 (MD/N)
Synura uvela EHRENBURG – Zelle 284 μm^3 (W/S), Kolonie mit 32 Zellen 65 000 μm^3 (N/E)
Uroglena americana CALKINS – Zelle 120 μm^3 (KFHSV/TV), Kolonie mit 500 Zellen 100 000 μm^3 (N/E)
U. volvox EHRENBURG – Zelle 110 μm^3 (JK/S)

Xanthophyceae

- Centrtractus belenophorus* LEMMERMANN – 420 μm^3 (NV/B)
Chlorocloster sp. – 250 μm^3 (MD/N)
Tetraplektron tribulus (Pascher) A. R. LOEBLICH – 1000 μm^3 (NV/B)

Bacillariophyceae

Centrales: Zylinder, Vorschlag zur Längenmessung s. o. Gruppen müssen in Größenklassen gezählt werden.

- Acanthoceras zachariasii* (BRUN) SIMONSEN – 500 μm^3 (NV/B), 200 μm^3 (N/E)
Aulacoseira/Melosira – Breite > 10 μm , je 100 μm Fadenlänge 14 400 μm^3 (W/S), Breite 5–10 μm , je 100 μm Fadenlänge 5400 μm^3 (W/S), Breite 3–5 μm , je 100 μm Fadenlänge 1600 μm^3 (W/S)
A. granulata (EHRENBURG) SIMONSEN – je 100 μm Fadenlänge 8000 μm^3 (N/E), 10 000–22 000 μm^3 (K/D), Zelle 2900 μm^3 (KFHSV/I), 2132 μm^3 (PPT/GB), 1480 μm^3 (JK/S), 2000–3000 μm^3 ,
A. granulata var. *angustissima* (O. F. MÜLLER) SIMONSEN – je 100 μm Fadenlänge 1500 μm^3 (N/E), 2500–3500 μm^3 (K/D), Zelle 810 μm^3 (KFHSV/I), 810 μm^3 (LS/ST), 320 μm^3 (JK/S), 600–900 μm^3
A. islandica (O. F. MÜLLER) SIMONSEN – Zelle 1885 μm^3 (PPT/GB)
A. islandica Morphotyp *helvetica* – je 100 μm Fadenlänge 8000 μm^3 (N/E), Zelle 1500 μm^3 (LS/ST)
A. italica (EHRENBURG) SIMONSEN – Zelle 530 μm^3 (JK/S), Zelle 900–1000 μm^3 , je 100 μm Fadenlänge 5500–6500 μm^3 (K/D)
A. italica spp. *subarctica* (O. F. MÜLLER) SIMONSEN – je 100 μm Fadenlänge 1500 μm^3 (N/E)
Melosira varians AGARDH – je 100 μm Fadenlänge 20 000 μm^3 (N/E), 12 000–25 400 μm^3 (K/D), Zelle 5700 μm^3 (JK/S), 2400–8200 μm^3 , 11 984 μm^3 (PPT/GB)
Cyclotella bodanica GRUNOW – 3780 μm^3 (W/S)
C. comensis GRUNOW – 214 μm^3 (E-N/L)
C. glomerata BACHMANN – 50 μm^3 (LS/ST), 40–250 μm^3 (K/D), 104 μm^3 (E-N/L), 84 μm^3 (NV/B)
Cyclotella meneghiniana KÜTZING – 3100 μm^3 (KFHSV/I), 1348 μm^3 (PPT/GB), 750 μm^3 (D/N), 200–15 000 μm^3 (K/D), 785 μm^3 (NV/B)

- C. ocellata* PANTOCSEK – 565 μm^3 (P/B), 678 μm^3 (NV/B)
C. radiosa (GRUNOW) LEMMERMANN – 2860 μm^3 (G/S), 750–5000 μm^3 (H/BPM), 1250 μm^3 (JK/S), 400–12 000 μm^3 (K/D), 200 μm^3 (MD/N), 1088 μm^3 (E–N/L), 3100 μm^3 (P/B), 3140 μm^3 (NV/B)
Rhizosolenia eriensis H. L. SMITH – 250 μm^3 (NV/B)
Skeletonema costatum (GREVILLE) CLEVE – Zelle 360 μm^3 (KFHSV/I), 470 μm^3 (KFHSV/O), 270 μm^3 (KFHSV/TV), 84 μm^3 (PPT/GB)
S. subsalsum (CLEVE–EULER) BETHGE – Zelle 360 μm^3 (KFHSV/I), 80–250 μm^3 (K/D)
Stephanodiscus alpinus HUSTEDT – 2000 μm^3 (LS/ST), 800–4500 μm^3 (K/D), 900 μm^3 (MD/N)
S. hantzschii GRUNOW 2500 μm^3 (N/E), 970 μm^3 (W/S), 350–8000 μm^3 (K/D), 1200 μm^3 (MD/N), 628 μm^3 (NV/B)
 „*S. hantzschii* var. *pusillus*“ 150 μm^3 (N/E), 200 μm^3 (W/S), 250 μm^3 (LS/ST), 100 μm^3 (NV/B)
S. neoastreae HAKANSSON, HICKEL – 25 000 μm^3 (N/E), 15 400 μm^3 (W/S), 500–10 000 μm^3 (H/BPM), 1000–16 000 μm^3 (K/D), 6800 μm^3 (MD/N), 1814 μm^3 (NV/B)
S. parvus STOERMER, HAKANSSON – 135 μm^3 (G/S), 130–300 μm^3 (CH/S)
Thalassiosira guillardii HASLE – Zelle 370 μm^3 (KFHSV/O), 250–600 μm^3 (K/D)

Pennales: Trotz der hohen Formvariabilität pennater Diatomeen können sie in der Regel gut mit den oben aufgeführten geometrischen Körpern beschrieben werden.

- Achnanthes exilis* KÜTZING – 225 μm^3 (MD/N)
A. minutissima KÜTZING – 560 μm^3 (NV/B)
Amphipleura pellucida (KÜTZING) KÜTZING – 4000 μm^3 (MD/N)
Amphora coffaeiformis (AGARDH) KÜTZING – 2776 μm^3 (PPT/GB), 4500 μm^3 (MD/N)
A. ovalis (KÜTZING) KÜTZING – 21 559 μm^3 (PPT/GB), 3500 μm^3 (D/N), 5300 μm^3 (P/B), (NV/B)
A. pediculus (KÜTZING) GRUNOW – 200 μm^3 (MD/N), 1500 μm^3 (P/B), 1570 μm^3 (NV/B), „perpusilla“ 86 μm^3 (PPT/GB)
Asterionella formosa HASSALL – 800 μm^3 (N/E), 550 μm^3 (W/S), 248 μm^3 (G/S), 390–450 μm^3 (CH/S), 400 μm^3 (LS/ST), 200–450 μm^3 (H/BPM), 660 μm^3 (JK/S), 260 μm^3 (MD/N), 541 μm^3 (E–N/L), 200 μm^3 (NV/B)
Bacillaria paradoxa Gmelin – 2860 μm^3 (PPT/GB)
Caloneis amphishaena (BORY) CLEVE – 18 590 μm^3 (PPT/GB)
Campylodiscus bicostatus W. SMITH in ROPER – 41 447 μm^3 (PPT/GB)
C. clypeus EHRENBERG – 9000 μm^3 (D/N), 11 300 μm^3 (NV/B)
C. noricus EHRENBERG – 10 000 μm^3 (P/B), 11 300 μm^3 (NV/B)
Cocconeis neodiminuta KRAMMER – 2260 μm^3 (NV/B)
C. pediculus EHRENBERG – 740 μm^3 (MD/N)
C. placentula EHRENBERG – 2623 μm^3 (PPT/GB), 500 μm^3 (MD/N), 800 μm^3 (P/B), 377 μm^3 (NV/B)
Cymatopleura elliptica (BRÉBISSE) W. SMITH – 60 000 μm^3 (N/E), 164 633 μm^3 (PPT/GB), 72 000 μm^3 (MD/N), 138 000 μm^3 (P/B), 150 000 μm^3 (NV/B), *C. angulata* 1100 μm^3 (NV/B)
C. solea (BRÉBISSE) W. SMITH – 34 000 μm^3 (MD/N), 25 500 μm^3 (P/B), 85 000 μm^3 (NV/B)
Cymbella affinis KÜTZING – 540 μm^3 (NV/B)
C. cymbiformis AGARDH – 4700 μm^3 (NV/B)
C. lanceolata (EHRENBERG) KIRCHNER – 22 761 μm^3 (PPT/GB), 6000 μm^3 (NV/B)
C. leptoceros (EHRENBERG) KÜTZING – 800 μm^3 (MD/N)
C. minuta HILSE – 1000 μm^3 (MD/N)
C. prostrata (BERKELEY) CLEVE – 400 μm^3 (NV/B)
C. silesiaca BLEISCH – 1000 μm^3 (MD/N), als „*C. ventricosa*“ Zelle 570 μm^3 (PPT/GB), 4600 μm^3 (P/B)
Denticula tenuis KÜTZING – 450 μm^3 (MD/N)
Diatoma ehrenbergii KÜTZING – 7200 μm^3 (MD/N)
D. tenuis AGARDH – 464 μm^3 (W/S), 540 μm^3 (KFHSV/O), 440 μm^3 (KFHSV/I), 670 μm^3 (KFHSV/TV), 301 μm^3 (PPT/GB), 1000 μm^3 (N/E), 549 μm^3 (G/S), 600–1560 μm^3 (CH/S), 1035 μm^3 (MD/N), 574 μm^3 (E–N/L), 2500 μm^3 (NV/B)
D. vulgaris BORY – 6476 μm^3 (PPT/GB), 1800 μm^3 (JK/S), 3000 μm^3 (MD/N), 2000 μm^3 (P/B), (NV/B)
Diploneis elliptica (KÜTZING) CLEVE – 10 200 μm^3 (NV/B)
D. ovalis (HILSE) CLEVE – 11 397 μm^3 (PPT/GB), 4300 μm^3 (MD/N)
D. puella (SCHUMANN) CLEVE – 1100 μm^3 (NV/B)

- Entomoneis alata* (EIHENBERG) EHRENBURG – 154 215 μm^3 (PPT/GB)
E. costata (HUSTEDT) REIMER – 6500 μm^3 (D/N)
E. paludosa (W. SMITH) REIMER – 143 944 μm^3 (PPT/GB)
Epithemia adriata (KÜTZING) BRÉBISSE – 6072 μm^3 (PPT/GB), 500 μm^3 (NV/B)
E. sorex KÜTZING – 500 (NV/B)
E. turgida (EHRENBURG) KÜTZING – 9200 μm^3 (NV/B)
Eumotia bilunaris (EIHENBERG) MILLS – 500 μm^3 (LS/ST)
E. glacialis MEISTER – 2500 μm^3 (NV/B)
Fragilaria capucina DESMAZIÉRES – je 100 μm Fadenlänge 10 000 μm^3 (N/E)
F. capucina var. *vaucheriae* (KÜTZING) LANGE-BERTALOT – Zelle 738 μm^3 (PPT/GB)
F. construens (EHRENBURG) GRUNOW – je 100 μm Fadenlänge 8000 μm^3 (N/E), Zelle 425 μm^3 (D/N), 400 μm^3 (NV/B)
F. crotonensis KITTON – Zelle 1016 μm^3 (PPT/GB), 582 μm^3 (W/S), 517 μm^3 (G/S), 800 μm^3 (LS/ST), 600–1800 μm^3 (H/BPM), 240 μm^3 (JK/S), 430 μm^3 (MD/N), 565 μm^3 (E-N/L), 550 μm^3 (NV/B)
F. leptostauron (*Opephora martyi*) (EIHENBERG) HUSTEDT – 1900 μm^3 (NV/B)
F. pinnata EHRENBURG – 400 μm^3 (NV/B)
F. (*Centronella*) *reichelti* (VOIGT) LANGE-BERTALOT – 220 μm^3 (MD/N)
Gomphonema acuminatum EHRENBURG – 500 μm^3 (NV/B)
G. angustum AGARDH – 3400 μm^3 (MD/N)
G. olivaceum (HORNEMANN) BRÉBISSE – 1500 μm^3 (NV/B)
Gyrosigma acuminatum (KÜTZING) RABENHORST – 88 000 μm^3 (MD/N), 15 400 μm^3 (NV/B)
G. attenuatum (KÜTZING) RABENHORST – 70 000 μm^3 (NV/B)
G. distortum (W. SMITH) CLEVE – 10 600 μm^3 (P/B)
G. macrum (W. SMITH) GRIFFITH, HENFREY – 12 500 μm^3 (NV/B), 28 250 μm^3 (P/B), 12 500 μm^3 (NV/B)
G. scalproides (RABENHORST) CLEVE – 4500 μm^3 (MD/N)
G. spencerii (QUEKETT) GRIFFITH, HENFREY – 9000 μm^3 (NV/B)
G. cryptocephala KÜTZING – 849 μm^3 (PPT/GB), 350 μm^3 (P/B), 400 μm^3 (NV/B)
Navicula accomoda HUSTEDT – 195 μm^3 (MD/N)
N. capitata EHRENBURG – 350 μm^3 (P/B)
N. cincta (EHRENBURG) RALFS – 638 μm^3 (PPT/GB)
N. cryptocephala KÜTZING – 849 μm^3 (PPT/GB), 350 μm^3 (P/B), 400 μm^3 (NV/B)
N. cuspidata (KÜTZING) KÜTZING – 7082 μm^3 (PPT/GB)
N. oblonga KÜTZING – 12 491 μm^3 (PPT/GB), 5000 μm^3 (D/N)
N. peregrina (EHRENBURG) KÜTZING – 9401 μm^3 (PPT/GB)
N. placentula (EHRENBURG) GRUNOW – 4600 μm^3 (NV/B)
N. pupula KÜTZING – 570 μm^3 (NV/B)
N. pygmaea KÜTZING – Zelle 3118 μm^3 (PPT/GB)
N. radiosa KÜTZING – 2500 μm^3 (E-N/L), 3900 μm^3 (NV/B)
N. scutelloides W. SMITH – 2000 μm^3 (NV/B)
N. tripunctata (O. F. MÜLLER) BORY – 4410 μm^3 (NV/B)
N. tuscula (EHRENBURG) GRUNOW – 2670 μm^3 (PPT/GB), 3900 μm^3 (NV/B)
N. viridula (KÜTZING) EHRENBURG – 2350 μm^3 (MD/N)
Neidium binodis (EHRENBURG) HUSTEDT 1130 μm^3 (MD/N)
N. dubium (EHRENBURG) CLEVE – 6200 μm^3 (NV/B)
Nitzschia acicularis (KÜTZING) W. SMITH – 160 μm^3 (KFHSV/I), 250–380 μm^3 (CH/S), 70 μm^3 (JK/S), 200 μm^3 (MD/N), (P/B), 268 μm^3 (NV/B)
N. amphibia GRUNOW – 628 μm^3 (NV/B)
N. angustata GRUNOW – 2500 μm^3 (NV/B)
N. closterium (EHRENBURG) W. SMITH – 644 μm^3 (PPT/GB), 200 μm^3 (P/B), 240 μm^3 (NV/B)
N. compressa (BAILEY) BOYER – 1000 μm^3 (NV/B)
N. frigida GRUNOW – 900 μm^3 (KFHSV/O), 910 μm^3 (KFHSV/I, KFHSV/TV)
N. fruticosa HUSTEDT – 520 μm^3 (KFHSV/O), 700 μm^3 (KFHSV/I), 350 μm^3 (LS/ST), 800 μm^3 (NV/B)
N. hungarica GRUNOW – 3300 μm^3 (NV/B)
N. gracilis HANTZSCH – 630 μm^3 (MD/N)
N. hybrida GRUNOW – 7336 μm^3 (PPT/GB)

- N. linearis* (AGARDH) W. SMITH – 2500 μm^3 (NV/B)
N. longissima (BRÉBISSEON) RALFS – 270 μm^3 (KFHSV/O), 240 μm^3 (KFHSV/I), 160 μm^3 (KFHSV/TV)
N. microcephala GRUNOW – 400 μm^3 (NV/B)
N. obtusa W. SMITH – 25 000 μm^3 (NV/B)
N. palea (KÜTZING) W. SMITH – 986 μm^3 (PPT/GB), 200 μm^3 (NV/B)
N. paleacea (GRUNOW) GRUNOW – 200 μm^3 (JK/S)
N. recta HANTZSCH – 3500 μm^3 (NV/B)
N. sigmoides (NITZSCH) W. SMITH – 5000 μm^3 (N/E), 82 412 μm^3 (PPT/GB), 15 800 μm^3 (MD/N), 13 740 μm^3 (NV/B)
N. sublinearis HUSTEDT – 1800 μm^3 (NV/B)
N. tryblionella HANTZSCH – 22 161 μm^3 (PPT/GB), 1960 μm^3 (NV/B)
N. vermicularis (KÜTZING) HANTZSCH – 5000 μm^3 (N/E), 9600 μm^3 (NV/B)
Pinnularia maior (KÜTZING) RABENHORST – 18 000 μm^3 (E-N/L), 29 500 μm^3 (NV/B)
P. microstauron (EIHRENBURG) CLEVE – 4710 μm^3 (NV/B)
P. viridis (NITZSCH) EIHRENBURG – 15 225 μm^3 (PPT/GB)
Rhoicospheria abbreviata (AGARDH) LANGE-BERTALOT – 370 μm^3 (PPT/GB), 1200 μm^3 (MD/N), 5300 μm^3 (P/B), 1500 μm^3 (NV/B)
Rhopalodia gibba (EIHRENBURG) O. MÜLLER – 12 000 μm^3 (D/N), 31 400 μm^3 (NV/B)
Stenopterobia pelagica HUSTEDT – 9900 μm^3 (NV/B)
Surirella biseriata BRÉBISSEON – 60 000 μm^3 (N/E), 141 000 μm^3 (NV/B)
S. elegans EIHRENBURG – 60 000 μm^3 (N/E), 531 472 μm^3 (PPT/GB)
S. ovalis BRÉBISSEON – 28 015 μm^3 (N/E), 1000 μm^3 (MD/N)
S. peisonis PANTOCSEK – 33 000 μm^3 (D/N)
S. robusta EIHRENBURG – 60 000 μm^3 (N/E)
S. splendida (EIHRENBURG) KÜTZING – 60 000 μm^3 (N/E), 125 000 μm^3 (P/B)
Synedra acus KÜTZING – 200 μm^3 (N/E), 880 μm^3 (W/S), 3231 μm^3 (PPT/GB), 1000–2350 μm^3 (CH/S), 1200 μm^3 (LS/ST), 1500 μm^3 (D/N), 3760 μm^3 (JK/S)
S. acus var. *angustissima* GRUNOW – 500 μm^3 (N/E), 1260 μm^3 (W/S), 2380 μm^3 (G/S), 1400 μm^3 (LS/ST), 2400 μm^3 (MD/N), 1025 μm^3 (E-N/L), 600 μm^3 (NV/B)
S. acus var. *radians* KÜTZING – 360 μm^3 (MD/N), 600 μm^3 (P/B), 270 μm^3 (NV/B)
S. amphicephala KÜTZING – 360 μm^3 (PPT/GB)
S. nana MEISTER – 140 μm^3 (NV/B)
S. parasitica (W. SMITH) HUSTEDT – 750 μm^3 (NV/B)
S. rumpens KÜTZING – 1400 μm^3 (JK/S)
S. tabulata AGARDH – 3155 μm^3 (PPT/GB)
S. ulna (NITZSCH) EIHRENBURG – 1640 μm^3 (PPT/GB), 9000 μm^3 (D/N), 6440 μm^3 (JK/S), 5000 μm^3 (MD/N), 4696 μm^3 (E-N/L), 2500 μm^3 (NV/B)
S. ulna var. *danica* (KÜTZING) VAN HEURCK – 5000 μm^3 (N/E)
Tabellaria fenestrata (LYNGBYE) KÜTZING – Zelle 3000 μm^3 (N/E), 950 μm^3 (W/S), 1500 μm^3 (LS/ST)
T. flocculosa (ROTH) KÜTZING – Zelle 2620 μm^3 (G/S), 1360 μm^3 (JK/S)

Chlorophyta

Das Volumen von Grünalgen ist in der Regel als Kugel, Rotationsellipsoid, Kegel, Zylinder oder in Kombination verschiedener geometrischer Körper zu bestimmen. Das Volumen von Kolonien/Zönobien ist als die Summe der einzelnen Zellvolumina zu bestimmen. Ausnahmen siehe Artenliste.

- Actinastrum fluviatile* (SCHRÖDER) FOTT – Zelle 116 μm^3 (K/E)
A. hantzschii LAGERHEIM – Zelle 77 μm^3 (K/E)
A. mixtum HORTOBÁGYI – Zelle 69 μm^3 (K/E)
A. raphidioides (REINSCH) BRUNNTHALER – Zelle 45 μm^3 (K/E)
Amphikrikos buderi (HEYNIG) HINDÁK – Zelle 92 μm^3 (K/E)
A. minutissimus KORŠÍKOV – Zelle 18 μm^3 (K/E)
A. nanus (FOTT, HEYNIG) HINDÁK – Zelle 29 μm^3 (K/E)
Ankistrodesmus bibratians (REINSCH) KORŠÍKOV – 243 μm^3 (K/E)

- A. densus* KORŠIKOV – 112 μm^3 (K/E)
A. falcatus (CORDA) RALFS – > 50 μm : 170 μm^3 , < 50 μm 24 μm^3 (W/S), 250 μm^3 (N/E), 20 μm^3 (PPT/GB), 104 μm^3 (K/E)
A. fusiformis CORDA – 49 μm^3 (K/E)
A. nannoselene SKUJA 20 μm^3 (N/E)
A. stipitatus (CHODAT) KOMÁRKOVÁ-LEGNEROVÁ – 174 μm^3 (K/E)
Ankyra ancora (G. M. SMITH) CHODAT – 200 μm^3 (LS/ST)
A. judayi (G. M. SMITH) FOTT – 33 μm^3 (W/S), 40 μm^3 (G/S), 61 μm^3 (K/E), 105 μm^3 (MD/N), 200 μm^3 (P/B)
A. lanceolata (KORŠIKOV) FOTT – 18 μm^3 (G/S), 195 μm^3 (K/E), 1000 μm^3 (MD/N)
Botryococcus braunii KÜTZING – Kolonien sind in der Regel so dicht, daß sie als Einheit betrachtet werden können. Deshalb wird das Volumen mit Hilfe des Kolonie- (bzw. Sub-Kolonie-) Durchmesser bestimmt. Bekannte Daten: Gesamtkolonie 15 000 μm^3 (N/E)
Carteria conochili SKUJA 200 μm^3 (N/E), (Querschnitt von *Carteria* ist oftmals nicht exakt kreisförmig!)
- Characium* sp. – 940 μm^3 (MD/N)
Chlamydocapsa planctonica (W., G. S. WEST) FOTT – Mutterzellen 1270 μm^3 , Tochterzellen 177 μm^3 (G/S)
Chlamydomonas spp. (Querschnitt von *Chlamydomonas* ist oftmals nicht exakt kreisförmig!) – \varnothing 10 μm , 460 μm^3 (W/S), \varnothing 10–20 μm , 700–4 200 μm^3 (C/T)
C. debaryana GOROSCHANKIN 300 μm^3 (N/E)
C. intermedia CHODAT – 1200 μm^3 (NV/B)
C. media KLEBS – 85 μm^3 (NV/B)
Chlorella spp. – 20 μm^3 (N/E), 92 μm^3 (C/T)
Chlorella ellipsoidea GERNECK – 91 μm^3 (K/E)
C. homosphaera SKUJA – 7 μm^3 (K/E)
C. vulgaris BEIJERNICK – 28 μm^3 (K/E)
Chlorogonium sp. – 4000–6000 μm^3 (C/T)
Chlorolobion braunii (NÄGELI) KOMÁREK – Zelle 127 μm^3 (K/E)
Chodatellopsis elliptica KORŠIKOV – Zelle 1948 μm^3 (K/E)
Choricystis minor (SKUJA) FOTT – 10 μm^3 (N/E)
Closteriopsis acicularis (G. M. SMITH) BELCHER, SWALE – 162 μm^3 (K/E)
C. longissima (LEMMERMANN) LEMMERMAN – 216 μm^3 (K/E)
Closterium acerosum (SCHRANK) EHRENBURG ex RALFS – 20 000 μm^3 (NV/B)
C. aciculare T. WEST – 4000 μm^3 (N/E), 3500 – 7500 μm^3 (H/BPM), 7400 μm^3 (MD/N), 9885 μm^3 (E-N/L), 9000 μm^3 (NV/B)
C. acutum BRÉBISSE – 108 μm^3 (W/S), 570 μm^3 (H/BPM)
C. acutum var. *variabile* (LEMMERMANN) W. KRIEGER – 350 μm^3 (N/E), 340 μm^3 (C/T), 576 μm^3 (G/S), 930 μm^3 (MD/N), 803 μm^3 (E-N/L), 700 μm^3 (P/B), 686 μm^3 (NV/B)
C. diana EHRENBURG ex RALFS – 2000 μm^3 (NV/B)
C. ehrenbergii MENEGHINI 500 000 μm^3 (N/E)
C. gracile BRÉBISSE ex RALFS – 6780 μm^3 (G/S), 10 000 μm^3 (NV/B)
C. limneticum LEMMERMAN – 108 μm^3 (W/S), 1220–2900 μm^3 (C/T)
C. nordstedtii var. *polystictum* (NYGAARD) RUZICKA – 39 000 μm^3 (NV/B)
C. moniliferum (BORY) EHRENBURG ex RALFS – 96 000 μm^3 (NV/B)
C. parvulum NÄGELI – 7000 μm^3 (NV/B)
C. parvulum var. *tortum* (GRIFFITHS) SKUJA 2000 μm^3 (N/E)
C. pronum BRÉBISSE – 4000 μm^3 (NV/B)
Coelastrum astroideum DE-NOT – Zelle 65 μm^3 (K/E)
C. cambricum ARCHER – Zönobium 3000 μm^3 (N/E)
C. microporum NÄGELI – Zönobium 3000 μm^3 (N/E), Zelle 410 μm^3 , 3080 μm^3 (CH/S), 4200 μm^3 (LS/ST), 1500–7500 μm^3 (H/BPM), 2150 μm^3 (P/B), 3000 μm^3 (NV/B), Zelle 316 μm^3 (PPT/GB), 59 μm^3 (K/E),
C. mucosa (KORŠIKOV) HINDÁK – Zelle 8 μm^3 (K/E)
C. ovalis KORŠIKOV – Zelle 169 μm^3 (K/E)
C. pyrenoidosa KORŠIKOV – Zelle 221 μm^3 (K/E)
C. reticulatum (DANGEARD) SENN – Zönobium 1500 μm^3 (P/B)
C. sphaericum NÄGELI – Zönobium 4186 μm^3 (NV/B)

- Coronastrum ellipsoideum* FOTT – Zelle $35 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Cosmarium*: Anpassung der Zellen oftmals mit zwei Rotationsellipsoiden mit elliptischem Querschnitt.
- C. bioculatum* BRÉBISSEON ex RALFS – $535 \mu\text{m}^3$ (P/B)
- C. botrytis* MENEGHINI ex RALFS – $4893 \mu\text{m}^3$ (E-N/L), $1500 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- C. depressum* (NÄGELI) LUND – $2500 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $1500 \mu\text{m}^3$ (NV/B), $4490 \mu\text{m}^3$ (G/S), $6400 \mu\text{m}^3$ (MD/N), $550 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- C. reniforme* (RALFS) ARCHER – $30\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- C. turpinii* BRÉBISSEON – $30\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- C. undulatum* CORDA ex RALFS – $1000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- Crucigenia fenestrata* (SCHMIDLE) SCHMIDLE – Zelle $33 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- C. quadrata* MORREN – Zelle $136 \mu\text{m}^3$ (W/S), Zelle $33 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $24 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- C. smithii* (BOURRELLY, MANGUIN) KOMÁREK – Zelle $37 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- C. tetrapedia* (KIRCHNER) W. G. S. WEST – Zelle $11 \mu\text{m}^3$ (D/N), $23 \mu\text{m}^3$ (K/E), 361
- Crucigeniella apiculata* (LEMMERMANN) KOMÁREK – Zelle $39 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- C. crucifera* (WOLLE) KOMÁREK – Zelle $35 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- C. neglecta* (FOTT, ETTL) KOMÁREK – Zelle $38 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- C. rectangularis* (NÄGELI) KOMÁREK – Zelle $120 \mu\text{m}^3$ (LS/ST)
- Dactylosphaerium jurisii* HINDÁK – Zelle $8 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Desmatracum indutum* (GEITLER) PASCHER – Zelle $69 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Dianthos belenophorus* KORŠÍKOV – $70 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Dicellula geminata* (PRINTZ) KORŠÍKOV – Zelle $353 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Dictyosphaerium ehrenbergianum* NÄGELI – Zelle $67 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- D. pulchellum* WOOD – 4 Zellen $49 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/I), Zelle $65 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- D. tetractomum* var. *fallax* KOMÁREK – Zelle $72 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Didymocystis inconspicua* KORŠÍKOV – Zelle $63 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- D. inermis* (FOTT) FOTT – Zelle $89 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- D. lineata* KORŠÍKOV – Zelle $70 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- D. planktonica* KORŠÍKOV – Zelle $120 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Didymogenes anomala* (G. M. SMITH) HINDÁK – Zelle $26 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- D. palatina* SCHMIDLE – Zelle $30 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Diplochloris decussata* KORŠÍKOV – Zelle $12 \mu\text{m}^3$ (K/I)
- D. lunata* (FOTT) FOTT – Zelle $10 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Echinocoeleum elegans* JAO, LEE – Zelle $535 \mu\text{m}^3$ (P/B)
- Elakatothrix gelatinosa* WILLE – Zelle $143 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- Eudorina elegans* EHRENBERG – Zelle $360 \mu\text{m}^3$, $310 \mu\text{m}^3$ (C/T), Kolonie $2970 \mu\text{m}^3$ (CH/S), $3000 \mu\text{m}^3$ (N/E), (MD/N)
- E. unicocca* G. M. SMITH – Mutterzellen $378 \mu\text{m}^3$, Tochterzellen $96 \mu\text{m}^3$ (G/S)
- Eutetrarium fotti* (HINDÁK) KOMÁREK – Zelle $41 \mu\text{m}^3$ (G/S)
- Fotterella tetrachlorelloides* BUCK – Zelle $110 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $680 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Franceia amphitricha* (LAGERHEIM) HEGEWALD – Zelle $785 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- F. ovalis* (FRANCÉ) LEMMERMANN – Zelle $1400 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $1130 \mu\text{m}^3$ (K/E), $333 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- F. polychaeta* (SIRSOV) KORŠÍKOV – Zelle $508 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Gonatozygon kinahani* (ARCHER) RABENHORST – je 100 μm Fadenzlänge $3000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- Gonium pectorale* O. F. MÜLLER – Kolonie $2000 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- G. radiata* CHODAT – Zelle $1149 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Granulocystis coronata* var. *elegans* (FOTT) KOMÁREK – Zelle $340 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- G. helenae* HINDÁK – Zelle $324 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Hyaloraphidium contortum* var. *tenuissimum* KORŠÍKOV – Zelle $11 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Juranyiella javorkae* (HORTOBÁGYI) HORTOBÁGYI – Zelle $108 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Kirchneriella diana* var. *major* (KORŠÍKOV) COMAS – Zelle $124 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- K. irregularis* (G. M. SMITH) KORŠÍKOV – Zelle $74 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- K. lunaris* (KIRCHNER) MOEBIUS – Zelle $44 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), Zelle $66 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- K. obesa* (W. WEST) SCHMIDLE – Zelle $50 \mu\text{m}^3$ (C/T), Zelle $138 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Koliella longiseta* (VISCHER) HINDÁK – 88 – $190 \mu\text{m}^3$ (CH/S)
- Komarekia appendiculata* (CHODAT) FOTT – Zelle $32 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Korshikoviella limnetica* (LEMMERMANN) SILVA – $2000 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- Lagerheimia ciliata* (LAGERHEIM) CHODAT – Zelle $308 \mu\text{m}^3$ (K/E)

- L. genevensis* (CHODAT) CHODAT – Zelle $145 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $59 \mu\text{m}^3$ (K/E), $214 \mu\text{m}^3$ (E-N/L), $100 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- L. longiseta* (LEMMERMANN) WILLE – Zelle $412 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- L. subsalsa* LEMMERMAN – Zelle $263 \mu\text{m}^3$ (K/E), $117 \mu\text{m}^3$ (D/N)
- L. wratislawiensis* SCHRÖDER – Zelle $304 \mu\text{m}^3$ (K/E), $100 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- Microactinium appendiculatum* KORŠIKOV – Zelle $321 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- M. pusillum* FRESENIUS – Zelle $33 \mu\text{m}^3$ (C/T); $110 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $423 \mu\text{m}^3$ (K/E), $140 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- Monoraphidium arcuatum* (KORŠIKOV) HINDÁK – $140 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- M. contortum* (THURET) KOMÁRKOVÁ-LEGNEROVÁ – $15 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/I), $97 \mu\text{m}^3$ (D/N), 121
- M. convolutum* (CORDA) KOMÁRKOVÁ-LEGNEROVÁ – $423 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $40 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- M. dybowskii* (WOLOSZYNSKA) KOMÁRKOVÁ-LEGNEROVÁ, HINDÁK – $29 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- M. griffithii* (BERK.) KOMÁRKOVÁ-LEGNEROVÁ – $169 \mu\text{m}^3$ (K/E), $10 \mu\text{m}^3$ (W/S)
- M. irregulare* (G. M. SMITH) KOMÁRKOVÁ-LEGNEROVÁ – $183 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- M. komarkovae* NYGAARD – $150 \mu\text{m}^3$ (K/E), $40 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- M. minutum* (NÄGELI) KOMÁRKOVÁ-LEGNEROVÁ – $41 \mu\text{m}^3$ (W/S), Zelle $120 \mu\text{m}^3$ (K/E), $40 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- M. subclavatum* NYGAARD – $71 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- M. tortile* (W. G. S. WEST) KOMÁRKOVÁ-LEGNEROVÁ – $14 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Neglectella peisonis* SCHAGERL – Zelle $552 \mu\text{m}^3$ (D/N)
- Neodesmus danubialis* HINDÁK – Zelle $26 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Nephrochlamys allanthoidea* KORŠIKOV – Zelle $229 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- N. subsolitaria* (G. S. WEST) KORŠIKOV – Zelle $193 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- N. willeana* (PRINTZ) KORŠIKOV – Zelle $170 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Nephrocycium agardhianum* NÄGELI – Kolonie $1000 \mu\text{m}^3$ (LS/ST)
- N. lunatum* W. WEST – Zelle $569 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Oocystis borgei* SNOW – Zelle $733 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- O. borgeilacustris* – $450 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/O), $310 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/TV)
- O. lacustris* CHODAT $200 \mu\text{m}^3$ (N/E), $167 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $170 \mu\text{m}^3$ (CH/S), $162 \mu\text{m}^3$ (D/N), Zelle $207 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- O. marssonii* LEMMERMAN – Zelle $510 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- O. parva* W., G. S. WEST – Zelle $70 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- O. solitaria* WITTRICK in WITTRICK, NORDSTEDT – Zelle $500 \mu\text{m}^3$ (N/E), $1399 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $1050 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- O. submarina* LAGERHEIM – Zelle $570 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB)
- Pandorina morum* (O. F. MÜLLER) BORY – Kolonie $3000 \mu\text{m}^3$ (N/E), (MD/N), $2698 \mu\text{m}^3$ (E-N/L), $4186 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- Pediastrum*: Der einfachste Weg das Biovolumen von *Pediastrum* spp. zu bestimmen, ist die Anpassung an einen Zylinder. In diesem Falle entspricht die Breite dem Durchmesser des Zönobiums, die Länge entspricht dem Durchmesser einer \pm isodiametrischen Zentralzelle. Für Species mit Lücken zwischen den Zellen muß deren relativer Anteil an der Zellfläche geschätzt werden. Die Zönobiumlänge muß dann entsprechend verkürzt werden.
- P. boryanum* (TURPIN) MENEGHINI – Zönobium $8000 \mu\text{m}^3$ (N/E), $21\,984 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $8000 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $2097 \mu\text{m}^3$ (E-N/L), $3000 \mu\text{m}^3$ (P/B)
- P. duplex* MEYEN – Zönobium $8000 \mu\text{m}^3$ (N/E), $50\,961 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $10\,000 \mu\text{m}^3$ (P/B)
- P. simplex* MEYEN – Zönobium $5000 \mu\text{m}^3$ (P/B)
- P. tetras* (EHRENBURG) RALFS – Zönobium $500 \mu\text{m}^3$ (N/E), $1000 \mu\text{m}^3$ (P/B)
- Phacotus ledneri* CHODAT – $1000 \mu\text{m}^3$ (MD/N), $800 \mu\text{m}^3$ (LS/ST)
- Ph. lenticularis* (EHRENBURG) STEIN – $450\text{--}1100 \mu\text{m}^3$ (H/BPM), $1000 \mu\text{m}^3$ (MD/N), $800 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- Planktosphaeria gelatinosa* G. M. SMITH – Zelle $479 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Polyedriopsis spinulosa* (SCHMIDLE) SCHMIDLE – Zelle $2560 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Pseudosphaerocystis hundii* (BOURRELLY) BOURRELLY – Kolonie $5000 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- Quadracoccus laevis* FOTT – Zelle $67 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Q. verrucosus* FOTT – Zelle $70 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Quadrigula* sp. – Zelle $265 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- Radiococcus nimbus* (DE-WILDEMAN) SCHMIDLE – Zelle $321 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Scenedesmus* spp. – Zelle $< 10 \mu\text{m}$ $29 \mu\text{m}^3$, $> 10 \mu\text{m}$ $90 \mu\text{m}^3$ (W/S), $11\text{--}20 \mu\text{m}$ lang 4zellige Zönobien $136\text{--}785 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- S. acuminatus* (LAGERHEIM) CHODAT – 4zelliges Zönobium $1200 \mu\text{m}^3$ (KFHSV/I), Zönobium $1000 \mu\text{m}^3$ (N/E), Zelle $71 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $227 \mu\text{m}^3$ (K/E)

- S. acutus* (MEYEN) CHODAT – 4zelliges Zönobium $490\ \mu\text{m}^3$ (KFHSV/O), $600\ \mu\text{m}^3$ (KFHSV/I), Zönobium $1000\ \mu\text{m}^3$ (N/E), Zelle $49\ \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $154\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. antillarum* COMAS – Zelle $187\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. arcuatus* LEMMERMANN – Zönobium $1000\ \mu\text{m}^3$ (N/E)
- S. armatus* CHODAT – Zelle $177\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. bicaudatus* DEDUSENKO – Zelle $111\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. bicellularis* CHODAT – Zönobium $120\ \mu\text{m}^3$ (N/E)
- S. caudato-aculeolatus* CHODAT – Zelle $180\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. columnatus* HORTOBÁGYI – Zelle $170\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. costato-granulatus* SKUJA – Zelle $28\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. decorus* var. *bicaudato-granulatus* HORTOBÁGYI – Zelle $92\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. denticulus* LAGERHEIM – Zelle $426\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. dimorphus* (TURPIN) KÜTZING – Zelle $167\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. disciformis* (CHODAT) FOTT, KOMÁREK – Zelle $216\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. ecornis* (EHRENBERG) CHODAT – Zelle $185\ \mu\text{m}^3$ (PPT/GB)
- S. ellipsoideus* CHODAT – Zelle $170\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. ellipticus* (W., G. S. WEST) CHODAT – Zelle $67\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. fusiformis* MENEGHINI – Zelle $84\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. grahnensis* (HEYNIG) FOTT – Zelle $51\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. granulatus* W., G. S. WEST – Zelle $57\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. granulatus* f. *magnogranulatus* (HORTOBÁGYI) UHERKOVICH – Zelle $138\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. gutwinski* CHODAT – Zelle $48\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. helveticus* CHODAT – Zelle $436\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. incrassatulus* BOHLIN – Zelle $100\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. insignis* (W., G. S. WEST) CHODAT – Zelle $150\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. intermedius* CHODAT – Zelle $38\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. lefevrei* var. *managuinii* LEFÉVRE, BOURRELLY – Zelle $117\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. lunatus* (W., G. S. WEST) CHODAT – Zelle $156\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. nanus* CHODAT – Zelle $33\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. obliquus* (TURPIN) KÜTZING – Zelle $173\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. obtusiusculus* CHODAT – Zelle $85\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. opoliensis* P. RICHTER – 4zelliges Zönobium $1000\ \mu\text{m}^3$ (KFHSV/O), Zelle $275\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. opoliensis* var. *aculeatus* HORTOBÁGYI – Zelle $264\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. opoliensis* var. *monoensis* CHODAT – Zelle $243\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. pannonicus* HORTOBÁGYI – Zelle $170\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. protuberans* FRITZSCH – Zelle $320\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. pseudohystrix* MASJUK – Zelle $332\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. quadricauda* (TURPIN) BRÉBISSE – 4zelliges Zönobium $400\ \mu\text{m}^3$ (KFHSV/I), Zönobium $1000\ \mu\text{m}^3$ (N/E), Zelle $132\ \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $500\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. sempervirens* CHODAT – Zelle $26\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. serratus* (CORDA) BOHLIN – Zelle $164\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. similagineus* HORTOBÁGYI – Zelle $287\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. sooi* HORTOBÁGYI – Zelle $73\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. subspicatus* CHODAT – Zelle $69\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. tothii* HORTOBÁGYI – Zelle $143\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. tenuispina* CHODAT – Zelle $80\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. transsylvanicus* KIRJAKOV – Zelle $15\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. verrucosus* ROLL – Zelle $160\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Schroederia robusta* KORŠIKOV – $250\ \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- S. setigera* (SCHRÖDER) LEMMERMANN – Zelle $922\ \mu\text{m}^3$ (K/E), $120\ \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- S. spiralis* (PRINTZ) KORŠIKOV – Zelle $310\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Selenastrum capricornutum* PRINTZ – Zelle $30\ \mu\text{m}^3$ (N/E)
- S. gracile* (REINSCH) KORŠIKOV – Zelle $104\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Siderocelis fluviatilis* HINDÁK – Zelle $26\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. kolkwitzii* (NAUMANN) FOTT – Zelle $14\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. oblonga* (NAUMANN) FOTT – Zelle $22\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. ornata* (FOTT) FOTT – Zelle $402\ \mu\text{m}^3$ (K/E)
- S. pseudooblonga* HINDÁK – Zelle $19\ \mu\text{m}^3$ (K/E)

- „*Sphaerocystis schroeterii*“ – Mutterzellen $65 \mu\text{m}^3$ (D/N), Tochterzellen $8 \mu\text{m}^3$ (D/N), *Zönobium* $14\,000$ – $27\,000 \mu\text{m}^3$ (H/BPM)
- Staurastrum chaetoceras* (SCHRÖDER) G. M. SMITH – $15\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E), $2320 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- S. cingulum* (W., G. S. WEST) G. M. SMITH – $15\,000 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- S. furcegerum* BRÉISSON – $25\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- S. gracile* RALFS – $20\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E), $6150 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- S. johnsonii* W., G. S. WEST – $20\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- S. paradoxum* MEYER – $8000 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $2400 \mu\text{m}^3$ (P/B), $2320 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- S. paradoxum* var. *parvum* W. WEST – $1200 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- S. planctonicum* TEILING – $20\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- S. pseudopelagicum* W., G. S. WEST – $20\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- S. tetraceum* RALFS – $15\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- Staurodesmus extensus* (ANDERSS.) TEILING – $1500 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- Stichococcus minor* NÄGELI – $30 \mu\text{m}^3$ (N/E)
- Tetrachlorella alternans* (G. M. SMITH) KORŠIKOV – Zelle $188 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. ornata* KORŠIKOV – Zelle $180 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Tetraedron caudatum* (CORDA) HANSGIRG – $764 \mu\text{m}^3$ (N/E), $305 \mu\text{m}^3$ (K/E), $500 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- T. minimum* (A. BRAUN) HANSGIRG – $432 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $300 \mu\text{m}^3$ (C/T), $192 \mu\text{m}^3$ (D/N), 200 – $320 \mu\text{m}^3$ (H/BPM), $380 \mu\text{m}^3$ (K/E), $2\,400 \mu\text{m}^3$ (MD/N), $653 \mu\text{m}^3$ (E-N/L)
- T. regulare* KÜTZING – Zelle $200 \mu\text{m}^3$ (N/E), $294 \mu\text{m}^3$ (K/E), $500 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- T. triangulare* KORŠIKOV – Zelle $267 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. trigonum* (NÄGELI) HANSGIRG – $213 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $330 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- Tetranephris europea* (HINDÁK) KOMÁREK – Zelle $15 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Tetraselmis cordiformis* STEIN – $1130 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- Tetrastrum elegans* PLAYFAIR – Zelle $50 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. heteracanthum* (NORDSTEDT) CHODAT – Zelle $48 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. hortobagyii* HAJDU – Zelle $45 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. komarekii* HINDÁK – Zelle $41 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. punctatum* (SCHMIDLE) AHLSTROM, TIFANY – Zelle $39 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. staurogeniaeforme* (SCHRÖDER) LEMMERMANN – Zelle $105 \mu\text{m}^3$ (PPT/GB), $54 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. triacanthum* KORŠIKOV – Zelle $50 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. triangulare* KORŠIKOV – Zelle $39 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- Treubaria schmidlei* (SCHRÖDER) FOTT, KOVÁČIK – Zelle $904 \mu\text{m}^3$ (K/E)
- T. seigera* (ARCHER) G. M. SMITH – $180 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- T. triappendiculata* BERNARD – $260 \mu\text{m}^3$ c(MD/N), $913 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- Volvox aureus* EHRENBURG – Zelle $180 \mu\text{m}^3$, Kolonie $36\,000 \mu\text{m}^3$ (LS/ST), $30\,000 \mu\text{m}^3$ (N/E)

Euglenophyta

Für Species, die ihre Form verändern, sind Biovolumina schwer zu berechnen. Die Volumina der am häufigsten vorkommenden Spezies (*Euglena*, *Phacus*) können mit Hilfe eines Rotationsellipsoids mit elliptischem Querschnitt berechnet werden.

- Astasia* sp. – $2000 \mu\text{m}^3$ (C/T)
- Colacium vesiculosum* EHRENBURG – $800 \mu\text{m}^3$ (MD/N), $1570 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- Euglena acus* EHR. – 1530 – $2100 \mu\text{m}^3$ (C/T), $4071 \mu\text{m}^3$ (D/N), $1200 \mu\text{m}^3$ (MD/N), $3900 \mu\text{m}^3$ (P/B), $7850 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. caudata* HÜBNER – $3700 \mu\text{m}^3$ (P/B), $8792 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. clavata* SKUJA – $9400 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
- E. deses* f. *klebsii* (LEMMERMANN) POPOVA – $3500 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. ehrenbergii* KLEBS – $42\,000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. geniculata* DUJARDIN – $3000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. limnophila* LEMMERMANN – $2000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. oxyuris* SCHMARDT – $20\,000 \mu\text{m}^3$ (D/N), $90\,000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. proxima* DANGEARD – $7500 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. spathirhyncha* SKUJA – $5000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
- E. tripteris* (DUJARDIN) KLEBS – $8130 \mu\text{m}^3$ (P/B), $9499 \mu\text{m}^3$ (NV/B)

- Leopincilis ovum* (Ehrenberg) Lemmermann – $4186 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
Phacus acuminatus Stokes – $2500 \mu\text{m}^3$ (P/B), $5660 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
Ph. caudatus Hübner – $2450 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
Ph. hamelii Ailorge, Lefèvre – $1400 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
Ph. longicauda (Ehrenberg) Dujardin – $123\,000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
Ph. pleuronectes (O. F. Müller) Dujardin – $5000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
Ph. pyrum (Ehrenberg) Stein – $1770 \mu\text{m}^3$ (P/B), $2800 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
Strombomonas sp. – $3000 \mu\text{m}^3$ (NV/B)
Trachelomonas intermedia Dangeard – $900 \mu\text{m}^3$ (MD/N)
T. volvocina Ehrenberg – $\varnothing < 10 \mu\text{m}$ $652 \mu\text{m}^3$, $\varnothing > 10 \mu\text{m}$ $2800 \mu\text{m}^3$ (W/S), $\varnothing 12\text{--}18 \mu\text{m}$ $900\text{--}3500 \mu\text{m}^3$ (C/T), $900 \mu\text{m}^3$ (MD/N), $500 \mu\text{m}^3$ (NV/B)

5.1.6.2. Zooplankton

Die erheblichen Unterschiede in der Größe von Zooplanktonorganismen erfordern unterschiedliche Methoden der Biomassebestimmung. Verwendete Einheiten sind der **Kohlenstoffgehalt**, die **Trockenmasse**, die **Frischmasse** und das **Biovolumen**. Für das **Crustaceenplankton** sind die Trockenmasse und der Kohlenstoffgehalt die am häufigsten benutzten Einheiten und werden zur Anwendung empfohlen. Empfindliche Analyseswaagen bzw. die moderne Kohlenstoffanalytik ermöglichen die Massebestimmung einzelner Individuen. Für kleine und schlecht isolierbare Organismen wie z. B. **Rotatorien** und **Protozoen** werden Volumenbestimmungen für eine Biomasseabschätzung häufig angewandt. Analog der Biomassebestimmung des Phytoplanktons erfolgt eine Umrechnung in Frisch- bzw. Trockenmasse mittels Umrechnungsfaktoren. Um zu einer möglichst hohen Vergleichbarkeit von Literaturdaten zu gelangen, ist eine Standardisierung der Methodik anzustreben. Nicht zu beeinflussende bzw. unbekannte Parameter wie beispielsweise die Abhängigkeit der Biomasse vom Hungerzustand der Tiere, der Futterdichte (Lampert 1977), der Jahreszeit (Duncan 1975; Latja, Salonen 1978), der biochemischen Zusammensetzung des Zooplanktons, der Futterqualität etc. (Duncan et al. 1985) bleiben als Unwägbarkeiten erhalten. Die Problematik des Einflusses der Fixierung auf die Biomassebestimmung wird gesondert beschrieben.

Crustacea

Frischmasse

Unfixierte Zooplankter werden nach leichter Betäubung mit geringen Mengen kohlen-säurehaltigen Mineralwassers sortiert und in vorgewogene Behälter überführt. Es ist darauf zu achten, das mitgeführte Wasser weitestgehend zu entfernen (Saugpapier). Die Wägung und Berechnung der Biomasse erfolgt wie für die Trockenmasse beschrieben.

Trockenmasse

Vorzugsweise in 4 % Formaldehyd (+/– Sukrose, Haney, Hall 1973) fixierte Proben werden zur Entfernung des Fixierungsreagenzes für ca. 10–15 min unter fließendem Leitungswasser und zum Schluß mit aqua dest. Wasser gespült. Je nach Genauigkeit der zur Verfügung stehenden Waage werden einzelne bzw. mehrere Tiere distinkter Größenklassen in vorgewogene und getrocknete Aluminiumbehälter (einige mm Durchmesser) überführt. Die zu messende Trockenmasse sollte die Empfindlichkeit der Waage um das 5–10fache übersteigen. Eitragende Weibchen sollten stets getrennt von Weibchen ohne Eier gewogen werden. Die Gelegegröße sollte erfaßt werden bzw. Eier getrennt gewogen werden. Die Trocknung erfolgt im Trockenschrank bei 60°C für ca. 24 h. Nach Abkühlung der Proben (ca. 1 h) erfolgt die Wägung. Die Proben werden im Exsikkator über Trocknungsmittel aufbewahrt.

60°C ist eine weit verbreitete Temperatur für die Trocknung von Zooplanktonorganismen (MAKAREWICZ, LIKENS 1979; CULVER et al. 1985; SALONEN, SARVALA 1985; GIGUERE et al. 1989; siehe auch McCauley 1984 für eine Zusammenfassung). Die von den verschiedenen Autoren gewählte Trocknungsdauer variierte zwischen 2 und 48 h.

Die Trockenmassen häufiger Spezies bewegen sich in folgenden Größenordnungen (REDFIELD, GOLDMAN 1978; HAWKINS, EVANS 1979; PERSSON, EKBOHM 1980; YAN 1986):

Bosmina longirostris – $0.54\text{--}1.8 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Chydorus sphaericus – $0.80\text{--}1.2 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Daphnia mendotae – $2.5\text{--}8.9 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

D. rosea – $8.2 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Eudiaptomus graciloides Weibchen – $5.5\text{--}14.1 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Leptodora kindtii – $3.0\text{--}19.1 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Holopedium gibberum – $1.9\text{--}10.94 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Sida crystallina – $12.25 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Cyclops scutifer – $6.42 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Mesocyclops edax – $6.46 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Anzahl der zu messenden Tiere: Generell steigt die Genauigkeit der Massebestimmungen mit der Anzahl der gemessenen Tiere (zur Abschätzung der Genauigkeit siehe McCauley 1984). Bei hoher Variabilität in der Größe einzelner Individuen sind die Spezies nach geeigneten Größenklassen getrennt zu zählen und die mittlere Masse pro Größenklasse getrennt zu bestimmen. Die Messung von 10–40 zufällig ausgewählten Individuen pro Spezies bzw. Größenklasse liefert in der Regel zufriedenstellende Mittelwerte der Biomasse. Die Anzahl der untersuchten Tiere ist von der Variabilität in der jeweiligen Probe abhängig zu machen. Bei hoher Variabilität in der Größe sind entsprechend mehr Tiere zu bearbeiten.

Nauplien können summarisch bzw. separat für die Nauplius – Stadien NI–NIII und NIV–NVI erfaßt werden. Copepodite, wenn nicht pro Stadium, sollten nach den Größenklassen C1–C2 und C3–C5 erfaßt werden. Den höchsten Längenzuwachs findet man häufig zwischen C1–C2 und C3–C4 und C5 – zu den adulten Tieren (CULVER et al. 1985). Aufgrund des erheblichen Sexualdimorphismus sind Männchen und Weibchen stets getrennt zu erfassen.

Die mittlere Biomasse wird aus dem arithmetischen Mittel der Einzelmessungen errechnet, die Biomasse einer Population (B) aus der Anzahl der Individuen (N) und ihrer durchschnittlichen Biomasse (M):

$$B = N \cdot M \quad (1)$$

Kohlenstoffgehalt

Die Biomasse sollte nach Möglichkeit in Form des Kohlenstoffgehaltes bestimmt werden. Hierdurch entfällt die Anwendung von Umrechnungsfaktoren, die mit hohen Fehlern behaftet sein können. Entfernung des Fixierungsreagenzes siehe oben. Da die Probenaufbereitung stark mit der jeweils zur Verfügung stehenden Kohlenstoffanalytik variiert, wird auf eine detaillierte Beschreibung verzichtet. In der Regel werden die Proben bei hohen Temperaturen verbrannt und das entstehende CO_2 quantitativ erfaßt. Beschreibungen finden sich in 5.2.3. sowie bei SALONEN (1979) und KRAMBECK et al. (1981).

Kohlenstoffgehalte variieren in folgenden Größenordnungen (LAMPERT, KRAUSE 1976; DUNCAN et al. 1985; SALONEN, SARVALA 1980, 1985):

Daphnia pulex – $6.31 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

D. hyalina – $5.3 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

D. magna – $5 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

- Eudiaptomus gracilis* – $6.5 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$
Holopedium gibberum – $5.3\text{--}8.4 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$
Limnocalanus macrurus – $39 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$
Megacyclops gigas – $86 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1}$

Längen/Massen-Beziehungen

Sowohl für den Kohlenstoffgehalt als auch für die Trockenmasse konnten statistisch signifikante Korrelationen mit der Länge verschiedener Spezies des Crustaceenzooplanktons aufgestellt werden (s. Tab. 5.1.1.). Die Aufstellung bzw. Anwendung von Längen/Masse-Beziehungen für die Biomassebestimmung hat den großen Vorteil, zusätzliche Informationen zur Größenstruktur des Planktons zu erhalten. Diese ist beispielsweise im Hinblick auf größenselektives Fressen durch Fische und invertebrate Räuber von hoher ökologischer Bedeutung. Weiterhin sind Grazingraten, Respiration, Gelegegrößen etc. sehr stark durch die Größe der Spezies bzw. der Individuen beeinflusst. Die Abschätzung der Biomasse über Längen/Masse-Beziehungen hat den großen Vorteil, daß nach anfänglicher Erstellung dieser Beziehung die Biomasse allein aus Längenmessungen abgeleitet werden kann. Ist eine Erstellung gewässerspezifischer Regressionen nicht möglich, kann auf die in der Tab. 5.1.1. zusammengetragenen Längen/Masse-Regressionen zurückgegriffen werden. Dabei stellt sich die Frage: Wie wähle ich die 'beste' Regression aus?

1. Hier sollte darauf geachtet werden, für welchen Größenbereich die aufgestellte Regression gilt und ob dieser mit den eigenen Längenmessungen übereinstimmt.
2. Stimmt die Wahl der Fixierung mit der eigenen überein?
3. Wie erfolgte die Längenmessung?
4. Wieviele Messungen (N) liegen der aufgestellten Regression zugrunde?

In der Regel wird die Anwendung Spezies-spezifischer Korrelationen empfohlen (CUIVER et al. 1985). Ist eine Artbestimmung nicht gegeben, können Beziehungen für 'Funktionale Gruppen' verwendet werden. Besondere Vorsicht bei der Anwendung von funktionalen Gruppen sollte insbesondere bei den sehr größenvariablen Cladoceren geübt werden. Um Über- bzw. Unterschätzungen zu vermeiden wird die Differenzierung nach Größenklassen empfohlen.

Längen/Masse-Beziehungen werden in der Regel als Potenzfunktion ausgedrückt:

$$W = a \cdot L^b \quad (2)$$

Diese entspricht einer Geradengleichung

$$\ln W = b \cdot \ln L + \ln a \quad (3)$$

mit

W = Masse in μg , L = Länge in mm, b = Steigung, $\ln a$ = Achsenabschnitt.

Eine Zusammenfassung bekannter Längen/Trockenmasse – Regressionen findet sich in Tab. 5.1.1.

Achtung: Trockenmasse und Längenmessungen sind in der Literatur in unterschiedlichen Dimensionen angegeben! Für eine direkte Vergleichbarkeit von $\ln a$ sollte die Masse in μg und die Länge in mm angegeben werden! Die Anwendung von Längen/Masse-Regressionen setzt voraus, daß die Masse von Zooplanktonorganismen unabhängig vom Futterangebot des Zooplanktons, dem physiologischen Zustand der Tiere, dem Gewässer, der Jahreszeit, der Fixierung etc. ist. Es ist jedoch bekannt, daß sich alle diese Parameter auf die Biomasse der Tiere auswirken. Die geringe Anzahl systematischer Studien läßt eine genaue Angabe über die Höhe der Auswirkungen jedoch nicht zu. Die Erstellung gewässerspezifischer Längen/Masse-Regressionen ist geraten!

Tab. 5.1.1. Längen/Trockenmasse-Regressionen für ausgewählte Vertreter des Crustaceenplanktons. Die Tabelle stellt eine Erweiterung der von McCauley (1984) zusammengestellten Information dar. $\ln W = b \ln L + \ln a$ (W = Trockenmasse in μg , L = Länge in mm, $\ln a$ = Achsenabschnitt, b = Steigung, F = F-Wert, R/R^2 = Korrelationskoeffizient, N = Anzahl gemessener Tiere, Bereich der Längenmessung, F (in Methode) = Formaldehyd, Entw.St. = Entwicklungsstadium, W = Weibchen, M = Männchen, N = Nauplien, C = Copepodite). Längenmessungen (L): (1) Gesamtkörperlänge, (2) oberer Rand des Komplexauges bis zur Spinabasis, (3) Helmspitze bis zur Spinabasis, (4) Gesamtlänge ohne Furcaläste, (5) Abstand zwischen Setae natotres und terminaler Klaue des Postabdomens, (6) nur Thoraxsegmente (7) Gesamtlänge mit Furcalästen, (8) Gesamtcephalothorax-Länge

Spezies	$\ln a$	b	F	R/R^2	N	Bereich	Methode	L	Entw.St.	Referenz
Cladocera										
Sidoidae										
<i>Sida crystallina</i>	2.05	2.19		0.90	25-50	0.80-2.30	4 % F, 60 °C, 48 h	1		ROSEN 1981
<i>Diaphanosoma brachyurum</i>	1.33	2.11					4 % F, 110 °C, 2 h	1		DUMONT et al. 1975
	1.62	3.05	1488		106	0.44-1.44		1		BOTTRELL et al. 1976
	1.29	3.04		0.91		0.40-1.20	4 % F, 60 °C, 48 h	1		ROSEN 1981
<i>Diaphanosoma leuchtenbergianum</i>	1.62	1.05		0.97	15	0.313-0.525	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	3	W (adult)	CULVER et al. 1985
Holopedidae										
<i>Holopedium gibberum</i>	5.40	2.06	179		8	0.08-0.43		5		BOTTRELL et al. 1976
	6.50	3.19		0.87	142	3.01-3.37	unfixiert, 60 °C, 2 h	5		PERSSON, EKBOHM 1980
	6.26	3.05		0.94	107		unfixiert, 60 °C, 2 h	5		PERSSON, EKBOHM 1980
Daphniidae										
<i>Daphnia ambigua</i>	1.54	2.29					4 % F, 110 °C 2 h	1		DUMONT et al. 1975
<i>Daphnia cucullata</i>	2.21	3.03		0.98	10			2		LAMPERT, TAYLOR 1985
<i>Daphnia galeata</i>	2.64	2.54				0.60-2.20				BOTTRELL et al. 1976
	1.51	2.56					4 % F, 110 °C 2h	1		DUMONT et al. 1975
<i>Daphnia galeata mendotae</i>	2.39	1.53		0.99	28	0.362-1.810	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	2	W (adult)	CULVER et al. 1985
	2.19	2.03		0.97	13	1.176-1.991	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	3	W + Ei	CULVER et al. 1985
	2.78	1.66		0.97	13	0.905-1.629	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	2	W + Ei	CULVER et al. 1985
<i>Daphnia hyalina</i>	2.46	2.52			372	0.60-2.20		1		BOTTRELL et al. 1976
	1.44	2.77	191		22	0.78-2.21		1		BOTTRELL et al. 1976
<i>Daphnia longispina</i>	1.07	2.89	1590		402	0.60-2.35		1		BOTTRELL et al. 1976
	1.34	2.57			37			1		BOTTRELL et al. 1976
	1.37	2.56	423		75			1		BOTTRELL et al. 1976

<i>Daphnia magna</i>	1.67	2.69	1359		245	0.82-4.00		1		BOTTRELL et al. 1976
	1.83	2.79	6902		516	0.84-4.83		1		BOTTRELL et al. 1976
	2.20	2.63						1		BURNS 1969
	2.51	1.80				1.40-3.60	4 % F, 110 °C 2 h	1		DUMONT et al. 1975
	2.36	2.25					4 % F, 110 °C 2 h	1		DUMONT et al. 1975
<i>Daphnia parvula</i>	2.12	2.61					4 % F, 110 °C 2 h	1		DUMONT et al. 1975
	1.44	1.80		0.80	44	0.44-1.22	unfixiert, 60 °C, 24 h			PACE, ORCUTT 1981
	1.60	3.63		0.98	25-50	0.40-1.50	4 % F, 60 °C, 48 h	1		ROSEN 1981
<i>Daphnia pulex</i>	1.94	2.72		0.98				1		O'BRIEN, DE NOYELLE 1974
	1.47	3.19	1212		245	0.95-3.40		1		BOTTRELL et al. 1976
	1.59	2.77					4 % F, 110 °C, 2 h	1		DUMONT et al. 1975
	2.48	2.63				0.55-1.60		1		BURNS 1969
	3.12	0.53	90.24		1581	0.30-0.40		2		JACOBSEN, COMITA 1976
<i>Daphnia retrocurva</i>	1.43	3.13		0.95	25-50	0.50-2.00	4 % F, 60 °C, 48 h	1		ROSEN 1981
	3.14	3.83		0.93	11	0.50-0.59	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	3	M	CULVER et al. 1985
	2.02	2.76		0.99	24	0.326-1.448	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	2	W	CULVER et al. 1985
	1.33	2.68		0.99	24	0.398-1.810	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	3	W	CULVER et al. 1985
	2.19	2.45		0.99	14	0.905-1.629	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	2	W + Ei	CULVER et al. 1985
	1.45	2.76		0.99	14	1.176-1.991	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	3	W + Ei	CULVER et al. 1985
	2.30	3.10				1.00-2.50		1		BURNS 1969
	2.56	3.34	107		19	0.30-0.71		1		BOTTRELL et al. 1976
	2.33	2.26				0.28-0.60	4 % F, 110 °C, 2 h	1		DUMONT et al. 1975
	7.16	7.72		0.99	23		4 % F, 60 °C, 48 h	1		ROSEN 1981
<i>Ceriodaphnia reticulata</i>	2.83	3.15		0.90			unfixiert, 60 °C, 24 h	1		PACE, ORCUTT 1981
	3.07	3.29		0.96				1		O'BRIEN, DE NOYELLE 1974
	1.91	2.02					4 % F, 110 °C, 2 h	1		DUMONT et al. 1975
<i>Simocephalus vetulus</i>	1.39	3.81					4 % F, 110 °C, 2 h	1		DUMONT et al. 1975
<i>Scapholeberis kingi</i>	2.87	3.08		0.99	25-50	0.30-0.80	4 % F, 60 °C, 48 h	1		ROSEN 1981
Moinidae										
<i>Moina micrura</i>	1.89	2.57					4 % F, 110 °C, 2 h	1		DUMONT et al. 1975
<i>Moina mongolica</i>	1.54	2.13					4 % F, 110 °C, 2 h	1		DUMONT et al. 1975

Nauplien	1.10	1.71		0.98	18	0.108-0.342	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	1	NI-NVI	CULVER et al. 1985
<i>Arctodiaptomus spinosus</i>	2.85	3.65	57		48	0.32-0.60		6	Copepodite	BOTTRELL et al. 1976
	2.34	2.44	135		86	0.65-1.02		6	M	BOTTRELL et al. 1976
	2.26	3.57	278		107	0.76-1.16		6	W	BOTTRELL et al. 1976
	2.34	2.98	2778		241	0.32-1-16		6	C + Adulte	BOTTRELL et al. 1976
<i>Diaptomus</i> spp.	1.52	1.70		0.98	18	0.362-0.634	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	4	CI-CIV	CULVER et al. 1985
<i>Diaptomus gracilis</i>	1.24	2.26	213		23	0.30-1.85		1	N - Adulte	BOTTRELL et al. 1976
<i>Diaptomus minutus</i>	1.99	3.86		0.99	15	0.652-0.851	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	4	W	CULVER et al. 1985
									(CV-CVI)	
<i>Diaptomus oregonensis</i>	2.05	2.35		0.93	7	0.724-0.815	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	4	M	CULVER et al. 1985
									(CV-CVI)	
	1.82	1.96		0.99	15	0.724-1.176	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	4	W CV-CVI	CULVER et al. 1985
<i>Diaptomus pallidus</i>	1.501	1.73		0.85	25-50	0.30-1.40	4 % F, 60 °C, 48 h	4		ROSEN 1981
<i>Diaptomus siciloides</i>	1.05	2.46		0.59	26		unfixiert, 60 °C, 24 h	1		PACE, ORCUTT 1981
	0.93	2.37		0.98	14	0.996-1.267	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	4	W + Ei	CULVER et al. 1985
	2.06	2.65		0.98	14	0.724-1.032	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	4	M	CULVER et al. 1985
<i>Eudiaptomus gracilis</i>	1.61	2.53		0.94			unfixiert, 60 °C, 2 h	7		PERSSON, EKBOHM 1980
<i>Eudiaptomus graciloides</i>	1.63	3.19		0.88			unfixiert, 60 °C, 2 h	7		PERSSON, EKBOHM 1980
<i>Heterocope appendiculata</i>	1.14	2.30		0.88	54	0.36-0.99	unfixiert, 60 °C, 2 h	7		PERSSON, EKBOHM 1980
	1.47	2.91		0.98	29			7		JOHANSSON, CLOFSSON 1976
<i>Heterocope saliens</i>	2.04	1.89	132		9	0.18-0.79		1	N1-N6	BOTTRELL et al. 1976
	1.90	2.04	460		8	0.66-2.08		1	C1 - Adulte	BOTTRELL et al. 1976
	1.86	1.98	1972		17	0.18-2.08		1	N1 - Adulte	BOTTRELL et al. 1976
Cyclopoida										
Nauplien	0.95	1.63		0.99	18	0.144-0.315	4 % F, 4 % F+S; 60 °C, 2 h	1	NI-NVI	CULVER et al. 1985
<i>Cyclops abyssorum</i>	2.21	2.30	305		52	0.66-1.70			C2 - Adulte	BOTTRELL et al. 1976
<i>Cyclops scutifer</i>	1.49	1.99		0.81	176	0.14-0.73	unfixiert, 60 °C, 2 h	1		PERSSON, EKBOHM 1980
	2.54	2.37	76		6	0.14-0-29		1	N1-N6	BOTTRELL et al. 1976
	1.23	2.64	67		7	0.45-1.20		1	C1 - Adulte	BOTTRELL et al. 1976
	1.09	1.55	105		13	0.14-1.20		1	N1 - Adulte	BOTTRELL et al. 1976

Längenmessungen des Crustaceenplanktons

Die Art der Messung ist ein Hauptkriterium für die Vereinheitlichung von Biomassebestimmungen. Unterschiede in der Messung bzw. Ungenauigkeiten bei der Messung führen zu hohen Fehlern in der Berechnung der Biomasse (für eine Zusammenfassung siehe MCCAULEY 1984). In Tab. 5.1.2. ist die Art der Messung für die Hauptgruppen des Crustaceenplanktons zusammengefaßt.

Tab. 5.1.2. Richtlinien für die Längenmessungen des Crustaceenplanktons

Taxon	Längenmessung [mm]
Daphnidae	Helmspitze bis zur Spinabasis. Arten mit ausgeprägter Cyclomorphose werden vom oberen Rand des Komplexauges bis zur Spinabasis (Standardlänge) vermessen. Parallele Messungen beider Längen bieten sich an.
Bosminidae	Vorderes Kopfende bis hinterer Schalenrand
Sididae	Vorderes Kopfende bis distales (der Körpermitte entfernt) Schalenende
Leptodoridae	Hier sollten zwei Längen erfaßt werden: Vorderes Kopfende bis distales Kopfende, das vom 1. Rumpfsegment winklig abgegrenzt ist (L1), 1. Rumpfsegment bis distales Körperende (L2) (ohne Furkalkrallen). Die Gesamtlänge ergibt sich durch Addition von L1 und L2.
Polyphemidae	Vorderes Kopfende bis distales Carapaxende (Brutkammer eingeschlossen)
Holopedidae	Vorderes Kopfende bis distales Carapaxende (ohne Gallerthülle)
Chydoridae	Distales Ende des Rostrums bis hinteres Schalenende
Copepoda	Vorderes Kopfende bis zum letzten Abdominalsegment (ohne Furkaläste). Dies vermeidet: (1) Überschätzungen des Trockengewichtes für Spezies mit extrem langen Furkalästen und (2) Fehler bei der Vermessung durch Schrägstellung der Furkaläste.
Nauplien	Vorderes bis hinteres Körperende (ohne Anhänge)

Die Messung der Tiere erfolgt mit Hilfe eines Okularmikrometers. Die Eichung des Okularmikrometers geschieht mit Hilfe eines Objektmikrometers separat für jede Vergrößerung. Je nach Größe der Organismen wird die Messung bei unterschiedlicher Vergrößerung durchgeführt: Rotarien, Copepoden-Nauplien, Chydoriden, Bosminen 80–100fache Vergrößerung, 40–80fache Vergrößerung für alle verbleibenden Crustaceenplankter (mit Ausnahme sehr großer Plankter wie *Leptodora*), hier kann bei 10–20facher Vergrößerung gearbeitet werden. Die Originalmeßwerte einzelner Individuen (Skalenteile) werden in Längeneinheiten (mm), Biomasse (Längen/Masse-Regressionen) umgerechnet. Aus den Einzelwerten werden statistische Kennwerte berechnet (arithmetisches Mittel, Median, Standardabweichung, Variationskoeffizient, Vertrauensbereiche). Hier bieten sich Tabellenkalkulationsprogramme zur routinemäßigen Anwendung an. Die Meßkategorien (Größenklassen) sind entsprechend der Fragestellung und der Probenzusammensetzung zu wählen.

Rotatoria

Biovolumen

Die Volumenbestimmung ist neben der direkten Trockenmasse- bzw. Kohlenstoffbestimmung die primär verwandte Methode zur Erfassung der Biomasse von Rotatorien. Für die Volumenbestimmung werden den verschiedenen Species distinkte geometrische Körper zugeordnet. RUTNER-KOLISKO (1977) hat für eine breite Auswahl unterschiedlicher Gattungen angepaßte geometrische Körper und die Art der Messung vorgeschlagen. Es sollte aber immer im Einzelfall die bestmögliche Anpassung an einen geometrischen Körper gefunden werden, zum Teil auch durch Zusammensetzen verschiedener geometrischer Körper. Die Längenmessungen erfolgen mit Hilfe eines Okularmikrometers bei ca. 80–100facher Vergrößerung. Längenmessungen sollten möglichst an unfixierten Tieren durchgeführt werden, da enorme Formveränderungen durch die Fixierung speziell bei panzerlosen Spezies auftreten. Hier bieten sich High-Speed-Video-Systeme an. Bei Nichtvorhandensein derartiger Systeme kann die Bewegungsfähigkeit der Tiere durch Zugabe geringer Mengen kohlenensäurehaltigen Mineralwassers herabgesetzt werden. Da die Effekte der Betäubung auf die Größe der Tiere stark speziesspezifisch sind, sollten vorab getestete artspezifische Arbeitskonzentrationen verwandt werden. **Die Genauigkeit der Längenmessung ist von großer Bedeutung, da die Länge als dritte Potenz in die Volumenberechnung eingeht!** Das mittlere Biovolumen und das Biovolumen einer Population berechnet sich analog wie beim Phytoplankton (5.1.6.1.) beschrieben. Biovolumina häufiger Rotatorien bewegen sich in folgenden Größenordnungen (PAULI 1989; WALZ et al. 1995):

Asplanchna priodonta – $27\,270\,000\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Brachionus angularis – $738\,000\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

B. calyciflorus – $1\,815\,500\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Filinia terminalis – $443\,000\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Keratella cochlearis – $85\,000\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Keratella quadrata – $733\,700\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Polyarthra vulgaris – $443\,200\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Pompholyx sulcata – $85\,600\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Synchaeta pectinata – $2\,338\,000\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Trockenmasse

Die Bestimmung der Trockenmasse erfolgt analog wie für das Crustaceenplankton beschrieben. Auf Grund der hohen Variabilität in der Größe von Rotatorien im Jahresgang bzw. in unterschiedlichen Habitaten sollten Massebestimmungen generell in Verbindung mit Größenmessungen erfolgen. Die Anzahl der Tiere in den jeweils festgelegten Größenklassen richtet sich nach der Empfindlichkeit der zur Verfügung stehenden Waage. Die Trockenmassen häufiger Rotatorienarten bewegen sich in folgenden Größenordnungen (DOOHAN, RAINBOW 1971; DUMONT et al. 1975; STEMBERGER, GILBERT 1985):

Asplanchna priodonta – $0.212\text{--}0.35\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

Brachionus calyciflorus – $0.20\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

Conochilus unicornis – $0.082\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

Kellicottia longispina – $0.10\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

Keratella cochlearis – $0.02\text{--}0.07\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

K. quadrata (eitragend) – $0.143\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

K. quadrata – $0.075\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

Polyarthra remata – $0.04\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

Synchaeta pectinata – $0.23\ \mu\text{g} \cdot \text{Ind}^{-1}$

Kohlenstoffbestimmung

Da die unterschiedlichen apparativen Ausstattungen zur Kohlenstoffanalyse spezifische Aufbereitungen der Proben erfordern, wird hier auf eine detaillierte Beschreibung verzichtet. Beschreibungen finden sich in 5.2.3. sowie bei SALONEN (1979) und KRAMBECK et al. (1981). In der Regel wird eine definierte Anzahl von Tieren in einem bekannten Wasservolumen über geeignete Filter filtriert, die bei hohen Temperaturen verbrannt werden. Die Kohlenstoffbestimmung erfolgt anhand des entstehenden CO_2 . Der Kohlenstoffgehalt der Individuen muß um den Kohlenstoffgehalt des mitgeführten Wassers und Filters (Blindwert) korrigiert werden. Die Kohlenstoffgehalte verschiedener Rotatorienarten bewegen sich in folgenden Größenordnungen (DOOHAN, RAINBOW 1971; LATJA, SALONEN 1978; WALZ 1983; SALONEN, LATJA 1988):

Asplanchna priodonta – $0.05\text{--}1.09 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1} \text{ C}$

A. herricki – $0.45\text{--}2.22 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1} \text{ C}$

Brachionus angularis – $0.056 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1} \text{ C}$

Conochilus unicornis – $0.042 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1} \text{ C}$

Kellicottia longispina – $0.015\text{--}0.030 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1} \text{ C}$

K. cochlearis – $0.019\text{--}0.025 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1} \text{ C}$

Polyarthra vulgaris – $0.033 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1} \text{ C}$

Ploesoma hudsoni – $0.753\text{--}0.765 \mu\text{g} \cdot \text{Ind.}^{-1} \text{ C}$

Anders als beim Crustaceenplankton sollte bei der Biomassebestimmung von Rotatorien die Biomasse der Eier mit berücksichtigt werden. Das Eivolumen kann zwischen 1–87 % des Körpervolumens betragen (DOOHAN, RAINBOW 1971; PAULI 1989; WALZ 1983; WALZ et al. 1995). In Tab. 5.1.3. sind einige Relationen zwischen dem Eivolumen und dem Körpervolumen für verschiedene Arten zusammengefaßt.

Folgende Relationen zwischen Ei- und Körpervolumen sind aufgestellt worden:

$$V_{\text{Ei}} = 36.4 \cdot V_{\text{Körper}}^{0.60} \quad r^2 = 0.55$$

(WALZ et al. (1995), 43 verschiedene meist tropische Arten (Größenspektrum: $0.1 \cdot 10^6 - 50 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$)

$$V_{\text{Ei}} = 1272 \cdot V_{\text{Körper}}^{0.3379} \quad r^2 = 0.73 \quad (\text{Größenspektrum: } 0.1 \cdot 10^6 - 1 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3)$$

(PAULI 1989).

Tab. 5.1.3. Verhältnis zwischen dem Eivolumen und dem Körpervolumen ausgewählter Rotatorienarten

Spezies	$\text{Vol}_{\text{Ei}}/\text{Vol. Körper}$	Referenz
<i>Asplanchna priodonta</i>	0.016	PAULI 1989
<i>Brachionus angularis</i>	0.23	PAULI 1989
	0.17–0.24	WALZ 1983, WALZ et al. 1995
<i>B. calyciflorus</i>	0.24	WALZ et al. 1995
<i>B. rubens</i>	0.20	WALZ et al. 1995
<i>Filinia terminalis</i>	0.23	PAULI 1989
<i>Kellicottia longispina</i>	0.87	PAULI 1989
<i>Keratella cochlearis</i>	0.70	PAULI 1989
	0.65–0.84	WALZ 1983, WALZ et al. 1995
<i>K. hiemalis</i>	0.27	PAULI 1989
<i>K. quadrata</i>	0.25	PAULI 1989
<i>Polyarthra dolychoptera</i>	0.25	PAULI 1989
<i>P. major</i>	0.17	PAULI 1989
<i>P. vulgaris</i>	0.24	PAULI 1989
<i>Pompholyx sulcata</i>	0.70	PAULI 1989
<i>Synchaeta pectinata</i>	0.08	PAULI 1989

(PAULI (1989) berücksichtigte folgende Arten: *Keratella cochlearis*, *K. hiemalis*, *K. quadrata*, *Kellicottia longispina*, *Polypholx sulcata*, *Polyarthra vulgaris*, *P. dolychoptera*, *P. major*, *Brachionus angularis*, *Filinia terminalis*, *Synchaeta pectinata*, *Asplanchna priodonta*).

Protozoa

Die Bestimmung der Biomasse von Protozoen erfolgt meist über Volumenbestimmungen. Analog der Biovolumenbestimmung für das Phytoplankton werden den verschiedenen Spezies distinkte geometrische Körper zugeordnet und Länge, Breite und Tiefe der Organismen gemessen. Auch hier ist jeweils die bestmögliche Anpassung an einen geometrischen Körper zu wählen – gegebenenfalls auch durch Zusammensetzung verschiedener geometrischer Körper. Für die Berechnung des Biovolumens siehe 5.1.6.1. **Die Messung der Organismen sollte an lebenden Zellen vorgenommen werden**, da von hohen Schrumpfung bzw. Vergrößerungen der Zellen als Folge von Fixierungen auszugehen ist, eine kritische Auseinandersetzung über die spezifischen Effekte wie Dauer und Art der Fixierung auf die Größe derzeit jedoch unzureichend ist (s. unten). Weiterhin sollten Messungen an nicht in Teilung befindenen Zellen vorgenommen werden, da während der Teilung Strukturveränderungen zu erwarten sind (MONTAGNES, LYNN 1991). CHOI, STOECKER (1989), JEROME et al. (1993) und MÜLLER, GELLER (1993) narkotisierten die Zellen mit Nickelsulfatlösung und maßen am Umkehrmikroskop. Die Konzentrationen variierten zwischen 0.001–0.12%igen Lösungen (Masse/Volumen). Es wird empfohlen, artspezifische Arbeitskonzentrationen anzuwenden. Generell wird vorausgesetzt, daß die Größe der Zellen unbeeinflusst durch das Narkotikum ist. Dies ist jedoch nur für eine marine Spezies (*Paraphysomonas imperforata*) an Hand von Coulter-Counter-Messungen bestätigt (CHOI, STOECKER 1989). Eine Übertragung auf Süßwasserarten ist jedoch auf Grund der Unterschiede im Salzgehalt nicht ohne weiteres möglich.

Eine bessere Alternative bieten **High-Speed-Video-Systeme**, die zur Biomassebestimmung empfohlen werden. Hier kann auf eine Betäubung verzichtet werden und die Zellen können am Bildschirm gemessen werden. Eine weitere Möglichkeit der Biovolumenbestimmung von Kulturen bieten Coulter-Counter-Messungen (PUTT, STOECKER 1989).

Eine kritische Auseinandersetzung mit der Methodik der Biomassebestimmung des Protozoenplanktons und daraus resultierender Fehlermöglichkeiten für die Schätzung der Biomasse fehlt derzeit noch weitestgehend. Darunter fallen beispielsweise Beschreibungen über die Art der Messung (insbesondere für Arten, die erhebliche Formveränderungen durchlaufen), oder der Einfluß, den Inhalt und Größe der Nahrungsvakuolen auf die Biomasse von Ciliaten haben. Die Art der Messung sollte deshalb genau protokolliert werden, um Anhaltspunkte für die Vergleichbarkeit unterschiedlicher Untersuchungen zu gewähren.

Biovolumina verschiedener Protozoenspezies (unfixiert) bewegen sich in folgenden Größenordnungen (RICKETTS, RAPPIIT 1974; VERITY, LANGDON 1984; JEROME et al. 1993; MÜLLER, GELLER 1993; WIACKOWSKI et al. 1994; siehe auch FOISSNER et al. 1995):

Colpidium kleini – $16\,277\text{--}67\,864\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Halteria grandinella – $7231\text{--}20\,696\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Pelagostrombidium fallax – $50\,000\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Strobilidium lacustris – $113\,000\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Strombidium acutum – $4500\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Tetrahymena pyriformis – $12\,500\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Tintinopsis acuminata – $9188\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

T. vasculum – $173\,309\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Urotricha armata – $5360\text{--}19\,112\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

U. furcata – $3900\ \mu\text{m}^3 \cdot \text{Ind}^{-1}$

Kohlenstoffgehalte bewegen sich in folgenden Größenordnungen (VERITY, LANGDON 1984):

Tintinopsis acuminata – 790 pg · Ind.⁻¹ C

T. vasculum – 9975 pg · Ind.⁻¹ C

Einfluß der Fixierung auf die Biomassebestimmung

Die Logistik der Probenentnahme und Bearbeitung von Planktonproben erlaubt meist keine unmittelbare Bestimmung der Biomasse unfixierten Zooplanktons. Jede Art der Fixierung führt in der Regel zu Unterschätzungen der Biomasse des **Crustaceen- und Rotatorienplanktons**. In mit **Formaldehyd** fixierten Proben konnten Verluste von 22 %–47 % in der **Trockenmasse** (DURBIN, DURBIN 1978; SCHRAM et al. 1981; GIGUERE et al. 1989; CAMPBELL, CHOW-FRASER 1995) bzw. 13 %–29 % im **Kohlenstoffgehalt** (SALONEN, SARVALA 1985; BOERSMA, VUJVERBERG 1994) für verschiedene Vertreter des Crustaceenplanktons (Daphnien, Calanoiden) festgestellt werden. Für eine Zusammenfassung siehe auch McCauley (1984). Trockenmasseverluste scheinen umgekehrt proportional zur Körpergröße der Tiere zu sein. GIGUERE et al. (1989) geben eine Regression von Trockenmasseverlusten in Abhängigkeit von der Größe an (In Trockenmasseverlust = $4.149 - 0.576 \text{ Länge}^{0.333}$ (TM in mg; Länge in mm)). Dieser Beziehung liegen durch GIGUERE et al. (1989) erhobene Daten als auch Literaturangaben zugrunde.

Verluste in der Trockenmasse in mit Ethanol fixierten Proben lagen zwischen 37 % und 43 % (GIGUERE et al. 1989; CAMPBELL, CHOW-FRASER 1995). Der Trockenmasseverlust scheint allgemein etwas höher in mit Ethanol als in mit Formaldehyd fixierten Proben zu sein (CAMPBELL, CHOW-FRASER 1995). Für eine Schätzung des durch die Fixierung auftretenden Verlustes in der Biomasse (Trockenmasse, Kohlenstoff) sind stichprobenartige Vergleichsmessungen unfixierter Proben angeraten. CAMPBELL, CHOW-FRASER 1995) stellten Verkürzungen um 8 % bzw. 6 % in mit 70 % Ethanol bzw. 4 % Formaldehyd fixierten Calanoiden fest. Die Länge von Daphnien blieb demgegenüber unbeeinflusst durch beide Arten der Fixierung. Der größte Verlust in der Länge erfolgt wahrscheinlich in den ersten Wochen nach der Fixierung (CAMPBELL, CHOW-FRASER 1995). Insbesondere panzerlose **Rotatorien** erfahren enorme Veränderungen in Größe und Form durch die Fixierung. Hier sind Längenmessungen grundsätzlich an unfixiertem Material geraten. Für das Crustaceenplankton bietet die Anwendung art-spezifischer Längen/Masse-Regressionen auch für fixierte Proben gute Schätzungen der Biomasse.

Informationen über die Auswirkungen der Fixierung auf das **Protozoenplankton** sind sehr limitiert und kommen überwiegend aus dem marinen Bereich (JONSSON 1986; CHOI, STOECKER 1989; JEROME et al. 1993). Durch Fixierung hervorgerufene Schrumpfungen können für Protozoen > 50 % des Lebendvolumens betragen. Schrumpfungen sind stark speziesspezifisch und abhängig von der Art der Fixierung. JEROME et al. (1993) stellten für *Euplotes* sp., *Eutimnus* sp., *Strobilidium spiralis*, *Strombidium acutus* und *Gymnodinium sanguineum* Verluste im Volumen von 55–80 % in mit Lugolscher Lösung fixierten, 40–70 % in mit Bouin fixierten und 30–65 % in mit QPS (Quantitative Protargol Stain) fixierten Proben fest. Allgemein wurde folgendes Muster der Volumenänderung gefunden: Lugol > Bouin > QPS. WIACKOWSKI et al. (1994) stellten Schrumpfungen (–37 %) bzw. Schwellungen (+38 %) in gleicher Größenordnung nach Fixierung in Lugolscher Lösung, Quecksilberchlorid, Formaldehyd und Glutaraldehyd für *Colpidium kleini*, *Halteria grandinella* und *Urotricha armata* fest. Die Art der Veränderung war stark speziesspezifisch und unterschiedlich je nach angewandter Fixierung.

Umrechnungsfaktoren für Biomasse

Crustacea

Für das Crustaceenplankton kann von einem 30–40%igen Anteil des Kohlenstoffgehaltes an der Trockenmasse ausgegangen werden.

C = 45 % der Trockenmasse (McLAREN 1969)

C = 31–33 % der Trockenmasse – gefrorenes marines Zooplankton (WIEBE et al. 1975)

C = 30.33 \pm 9.86 % der Trockenmasse (SCHRAM, SCHMITZ 1983) für fixiertes Zooplankton (3 % Formaldehyd); Regression:

$$\log \text{ Trockenmasse } (\mu\text{g} \cdot \text{l}^{-1}) = 1.14 \cdot \log \text{ TOC } (\mu\text{g} \cdot \text{l}^{-1} \text{ C}) + 0.46$$

$$r^2 = 0.9649; F = 2695; P < 0.001; df = 98.$$

Rotatoria

Einer der schwierigsten Schritte in der Biomassebestimmung für Rotatorien ist die Umrechnung von Biovolumen in Biomasse. Hier fehlen detaillierte Untersuchungen weitestgehend, was eine Empfehlung erschwert. Der Wassergehalt der Tiere variiert erheblich für gepanzerte (20 % für *Keratella* – WALZ 1987) bzw. ungepanzte Arten (90 % für *Asplanchna* – SALONEN, LATJA 1988). Eigene Messungen werden deshalb empfohlen.

Biovolumen/Frischmasse:

$$10^6 \mu\text{m}^3 = 1 \mu\text{g} \text{ Frischmasse (SALONEN, LATJA 1988)} = 0.05 \mu\text{g C (WALZ 1987)}$$

Kohlenstoffgehalt/Frischmasse:

C = 5–10 % der Frischmasse (LATJA, SALONEN 1978)

Kohlenstoffgehalt unfixierter *Asplanchna priodonta* und *A. herricki* entspricht 0.2–1 % der Frischmasse (SALONEN, LATJA 1988).

Protozoa

Biovolumen/Kohlenstoffgehalt

$$1 \mu\text{m}^3 = 0.132 \text{ pg C (TURLEY et al. 1986)}$$

$$1 \mu\text{m}^3 = 0.14\text{--}0.19 \text{ pg C (Laboca, Strombidium, Strobilidium) PUTT, STOECKER (1989)}$$

$$1 \mu\text{m}^3 = 0.126\text{--}0.148 \text{ pg C (Strombidium sp.), OHMAN, SNYDER (1991)}$$

$$1 \mu\text{m}^3 = 0.323 \text{ pg C (Uronema sp.), OHMAN, SNYDER (1991)}$$

TURLEY et al. (1986) schlagen einen mittleren Kohlenstoffgehalt von $0.11 \text{ pg} \cdot \mu\text{m}^3 \text{ C vor}$.

Kohlenstoffgehalt/Trockenmasse

$$\text{C} = 0.43\text{--}0.52 \cdot \text{Trockenmasse (Süßwasserprotozoen) FINLAY, UHLIG (1981)}$$

$$\text{C} = 0.05\text{--}0.49 \cdot \text{Trockenmasse (marine Protozoen) FINLAY, UHLIG (1981)}$$

Weitere Faktoren finden sich in FOISSNER et al. (1992).

Bilderkennungssysteme

Inzwischen werden eine große Anzahl von Bilderkennungssystemen für die Zählung und Messung von Planktonproben angeboten. Halbautomatische Systeme, bestehend aus einem Digitalisiertableau, Mikroskop und PC, sind eine hilfreiche Unterstützung für die Zählung, aber insbesondere für die Messung von Planktonorganismen. Erhältliche Programme sind z.B. „ZAEHLEN“ (anzufordern bei H. J. KRAMBECK, Max-Planck-Institut für Limnologie, Plön) oder „analysis“ (SIS – Soft-Imaging Software GmbH, Hammer Str. 89, D-48153 Münster). Eine vollautomatische Auswertung von Planktonproben ist auf Grund der hohen Formvariabilität natürlichen Planktons derzeit unmöglich.

5.1.7. Störungsquellen

Die Störungsquellen sind abhängig von der angewandten Methode sowie den zu untersuchenden Organismen und deshalb an entsprechenden Stellen im Untersuchungsgang ausgewiesen.

5.1.8. Auswertung

Die Auswertung von Biomassedaten ist abhängig von der Aufgabenstellung der Untersuchung, so daß hierfür keine allgemeinen Angaben möglich sind.

5.1.9. Darstellung der Ergebnisse

Exemplarische Hinweise auf die Darstellung von Daten wurden bereits in den verschiedenen Kapiteln gegeben. Biomassedaten lassen sich wie alle anderen Meßdaten in der Form von Jahresganglinien, Histogrammen und anderen graphischen Formen darstellen.

Literatur

- BIJKERK, R., S. ZWIERVEK, G. M. J. TURBING (1995): Beschrijving van fytoplankton uit de Rijn. – Report no. 733008001. Rijksinstituut voor Volksgezondheid en Milieuhygiene Bilthoven. Antonie van Leeuwenhoeklaan 9, P. O. Box 1, 3720 BA Bilthoven. The Netherlands.
- BOERSMA, M., J. VUURBERG (1994): The effect of preservation methods on the carbon content of *Daphnia*. – Arch. Hydrobiol. **130**: 241–247.
- BOTTRELL, H. H., A. DUNCAN, Z. M. GLIWICZ, E. GRYGIEREK, A. HERZIG, A. HELLBRICHT-ILKOWSKA, H. KURASAWA, P. LARSSON, T. WEGLENSKA (1976): A review of some problems in zooplankton production studies. – Norwegian Journal of Zoology **24**: 419–456.
- BURGIS, M. J. (1974): Revised estimates for the biomass and production of zooplankton in Lake George, Uganda. – Freshwater Biology **4**: 535–541.
- BURNS, C. W. (1969): Relation between filtering rate, temperature, and body size in four species of *Daphnia*. – Limnol. Oceanogr. **14**: 693–700.
- CAMPBELL, L., P. CHOW-FRASER (1995): Differential effects of chemical preservatives and freezing on the length and dry weight of *Daphnia* and *Diaptomus* in an oligotrophic lake. – Arch. Hydrobiol. **134**: 255–269.
- CHOI, J. W., D. K. STOECKER (1989): Effects of fixation on cell volume of marine planktonic protozoa. – Appl. Env. Microbiol. **55**: 1761–1765.
- CHORUS, I. (1989): Phytoplankton und Primärproduktion im Schlachtensee zu Beginn der Sanierung. – Institut für Wasser-, Boden- und Luft hygiene, Heft 3/1989, 104 S., Berlin.
- CRONBERG, G. (1982): Phytoplankton changes in Lake Trummen induced by restoration. – Folia Limnologica Scandinavica **18**, pp. 119.
- CULMER, D. A., M. M. BOUCHERLE, D. J. BEAN, J. W. FLETCHER (1985): Biomass of freshwater crustacean zooplankton from length-weight regressions. – Can. J. Fish. Aquat. Sci. **42**: 1380–1390.
- DOKULIL, M. (1979): Seasonal pattern of phytoplankton. – In: H. LÖFFLER (Ed.): Neusiedlersee. Limnology of a shallow lake in central Europe. – Junk Publ. The Hague, Boston, London, 203–231.
- DOOHAN, M., V. RAINBOW (1971): Determination of dry weights of small Aschelminthes (<0.1 µg). – Oecologia **6**: 380–383.
- DUMONT, H. J., I. V. d. VELDE, S. DUMONT (1975): The dry weight estimate of biomass in a selection of cladocera, copepoda and rotifera from the plankton, periphyton and benthos of continental waters. – Oecologia **19**: 75–97.
- DUNCAN, A. (1975): Production and biomass of three species of *Daphnia* co-existing in London reservoirs. – Verh. Int. Verein. Limnol. **19**: 2858–2867.

- DUNCAN, A., W. LAMPERT, O. ROCHA (1985): Carbon weight on length regressions of *Daphnia* spp. grown at threshold food concentrations. – Verh. Int. Verein. Limnol. **22**: 3109–3115.
- DURBIN, E. G., A. G. DURBIN (1978): Length and weight relationships of *Acartia clausi* from Narragansett Bay, R. I. – Limnol. Oceanogr. **23**: 958–969.
- ECKARTZ-NOLDEN, G. (1992): The phytoplankton of Lake Laacher See: Species composition and seasonal periodicity. – Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol. **38**: 143–160.
- FEUILLADE, M., J. C. DRUART (1994): The long-term effect of the sewage diversion on the phytoplankton composition and biomass. – Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol. **41**: 55–76.
- FINLAY, B. J., G. UHLIG (1981): Calorific and carbon values of marine and freshwater protozoa. – Helgoländer Meeresuntersuchungen **34**: 401–412.
- FOISSNER, W., H. BERGER, F. KOHMANN (1992): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems. – Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft.
- FOISSNER, W., H. BERGER, H. BLATTERER, F. KOHMANN (1995): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems. – Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft.
- GERVAIS, F. (1989): Das Phytoplankton des Schlachtensees im Jahre 1987 – sechs Jahre nach dem Beginn der Sanierungsmaßnahmen. – Diplomarbeit Institut für Systematische Botanik und Pflanzengeographie der Freien Universität Berlin.
- GIGUÈRE, L. A., J. F. ST-PIERRE, B. BERNIER, A. VÉZINA, J. G. RONDEAU (1989): Can we estimate the true weight of zooplankton samples after chemical preservation? – Can. J. Fish. Aquat. Sci. **46**: 522–527.
- HALLEGRAEFF, G. M. (1977): A comparison of different methods used for the quantitative evaluation of biomass of freshwater phytoplankton. – Hydrobiologia **55**: 145–165.
- HANEY, J. F., D. J. HALL (1973): Sugar-coated *Daphnia*: A preservation technique for cladocera. – Limnol. Oceanogr. **18**: 331–333.
- HAWKINS, B. E., M. S. EVANS (1979): Seasonal cycles of zooplankton biomass in southeastern Lake Michigan. – J. Great Lakes Res. **5**: 256–263.
- JACOBSEN, T. R., G. W. COMITA (1976): Ammonia-nitrogen excretion in *Daphnia pulex*. – Hydrobiologia **51**: 195–200.
- JAVORNICKY, P., J. KOMÁRKOVÁ (1973): The changes in several parameters of plankton primary productivity in Slapy Reservoir 1960–1967, their mutual correlations and correlations with the main ecological factors. – Hydrobiol. Studies (Praha) **2**: 155–211.
- JEROME, C. A., D. J. S. MONTAGNES, F. J. R. TAYLOR (1993): The effect of the quantitative protargol stain and Lugol's and Bouin's fixatives on cell size: A more accurate estimate of ciliate species biomass. – J. Euk. Microbiol. **40**: 254–259.
- JONSSON, P. R. (1986): Particle size selection, feeding rates and growth dynamics of marine planktonic oligotrichous ciliates (Ciliophora: Oligotrichina). – Mar. Ecol. Prog. Ser. **33**: 265–277.
- KONONEN, K., M. FORSSKAHL, M. HUTTUNEN, M. SENDALL, H. VIJAMAA (1984): Practical problems encountered in phytoplankton cell volume calculations using the BMB recommendation in the Gulf of Finland. – Limnologica (Berlin) **15**: 605–614.
- KRAMBECK, H. J., W. LAMPERT, H. BREDE (1981): Messung geringer Mengen von partikulärem Kohlenstoff in natürlichen Gewässern. – GIT Fachzeitschrift für das Laboratorium **25**: 1009–1012.
- KRIENITZ, L. (1990): Coccale Grünalgen der mittleren Elbe. – Limnologica (Berlin) **21**: 165–231.
- KÜMMERLIN, R. (unveröffentlicht): Algen des Freiwassers der Seen von Baden-Württemberg: Arten- und Volumina-Liste. Zu beziehen über das Institut für Seenforschung der LfU Baden-Württemberg in Langenargen.
- KÜMMERLIN, R., H. R. BÜRG (1989): Die langjährige Entwicklung des Phytoplanktons im Bodensee. – Ber. Int. Gewässerschutzkomm. Bodensee **39**: 1–175.
- LAMPERT, W. (1977): Studies on the carbon balance of *Daphnia pulex* DE GEER as related to environmental conditions. II. The dependence of carbon assimilation on animal size, temperature, food concentration and diet species. – Arch. Hydrobiol. **48**: 310–335.
- LAMPERT, W., I. KRAUSE (1976): Zur Biologie der Cladocere *Holopedium gibberum* ZADDACH im Windgfallweiher (Schwarzwald). – Arch. Hydrobiol. **2**: 262–286.
- LAMPERT, W., B. E. TAYLOR (1985): Zooplankton grazing in a eutrophic lake: implications of diel vertical migration. – Ecology **66**: 68–82.
- LATJA, R., K. SALONEN (1978): Carbon analysis for the determination of individual biomasses of planktonic animals. – Verh. Int. Verein. Limnol. **20**: 2556–2560.
- LENHARDT, B., C. STEINBERG (1982): Zur Limnologie des Starnberger Sees. – Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft 3/1982, 284 S.

- MAKAREWICZ, J. C., G. E. LIKENS (1979): Structure and function of the zooplankton community of Mirror Lake, New Hampshire. – *Ecological Monographs* **49**: 109–127.
- MCCAULEY, E. (1984): The estimation of the abundance and biomass of zooplankton in samples. – In: DOWNING, J. A., F. H. RIGLER: A manual on methods for the assessment of secondary productivity in fresh waters. – Blackwell Scientific Publications, Oxford, 228–265.
- McLAREN, I. A. (1969): Population and production ecology of zooplankton in Ogac Lake, a land-locked fjord on Baffin Island. – *J. Fish. Res. Board Can.* **26**: 1485.
- MONTAGNES, D. J. S., D. H. LYNN (1991): Taxonomy of Choreotrichs, the major marine planktonic ciliates, with emphasis on the aloricate forms. – *Marine Microbial Food Webs* **5**: 59–74.
- MÜLLER, H., W. GELLER (1993): Maximum growth rates of aquatic ciliated protozoa: the dependence on body size and temperature reconsidered. – *Arch. Hydrobiol.* **126**: 315–327.
- NAUWERCK, A. (1963): Die Beziehungen zwischen Phytoplankton und Zooplankton im See Erken. – *Symbolae Botanicae Upsaliensis* **17/5**: 1–163.
- NÉMETH, J., L. VÖRÖS (1986): Koncepció és módszertan felszíni vizek algológiai monitoringjához. *Környezet- és Természetvédelmi kutatások* **5**, OKTH, Budapest.
- O'BRIEN, W. J., F. DE NOYELLES (1974): Relationship between nutrient concentration, phytoplankton density and zooplankton density in nutrient enriched experimental ponds. – *Hydrobiologia* **44**: 105–125.
- OHMAN, M. D., R. A. SNYDER (1991): Growth kinetics of the omnivorous oligotrich ciliate *Strombidium* sp. – *Limnol. Oceanogr.* **36**: 922–935.
- PAGE, M. L., J. D. ORCUTT (1981): The relative importance of protozoans, rotifers, and crustaceans in a freshwater zooplankton community. – *Limnol. Oceanogr.* **26**: 822–830.
- PADISÁK, J. (1980): Short-term studies on the phytoplankton of Lake Balaton in the summers of 1976, 1977 and 1978. – *Acta Botanica Hungarica* **26**: 397–416.
- PAULI, H. R. (1989): A new method to estimate individual dry weights of rotifers. – *Hydrobiologia* **186/187**: 355–361.
- PERSSON, G., G. EKBOM (1980): Estimation of dry weight in zooplankton populations: Methods applied to crustacean populations from lakes in the Kuokkel area, Northern Sweden. – *Arch. Hydrobiol.* **89**: 225–246.
- PLINSKI, M., J. PICINSKA, L. TARGONSKI (1984): Method defining the biomass of marine phytoplankton by means of computers. – *Oceanografia* **10**: 129–155. (in Polish)
- PLINSKI, M., J. PICINSKA, L. TARGONSKI (1984): Metody analizy fitoplanktonu morskiego z wykorzystaniem maszyn liczących. [Method defining the biomass of marine phytoplankton by means of computers]. – *Annal. Univ. Gdansk, Ser. Biol.* **10**: 129–155. [in Polish mit englischer und russischer Zusammenfassung].
- PUTT, M., D. K. STOECKER (1989): An experimentally determined carbon : volume ratio for marine „oligotrichous“ ciliates from estuarine and coastal waters. – *Limnol. Oceanogr.* **34**: 1097–1103.
- REDFIELD, G. W., C. R. GOLDMAN (1978): Diel vertical migration and dynamics of zooplankton biomass in the epilimnion of Castle Lake, California. – *Verh. Int. Verein. Limnol.* **20**: 381–387.
- RICKETTS, T. R., A. F. RAPPITT (1974): Determination of the volume and surface area of *Tetrahymena pyriformis*, and their relationship to endocytosis. – *J. Protozool.* **1**: 549–551.
- ROCHA, O., A. DUNCAN (1985): The relationship between cell carbon and cell volume in freshwater algal species used in zooplankton studies. – *J. of Plankton Res.* **7**: 279–294.
- ROSEN, R. A. (1981): Length-dry weight relationships of some freshwater zooplankton. – *J. Freshwater Ecology* **1**: 225–229.
- ROTT, E. (1981): Some results from phytoplankton counting intercalibrations. – *Schweiz. Z. Hydrol.* **43**: 35–62.
- RUTTNER-KOLISKO, A. (1977): Suggestions for biomass calculation of plankton rotifers. – *Arch. Hydrobiol. Ergebn. Limnol.* **8**: 71–76.
- SALONEN, K. (1979): A versatile method for the rapid and accurate determination of carbon by high temperature combustion. – *Limnol. Oceanogr.* **24**: 177–183.
- SALONEN, K., J. SARVALA (1980): The effect of different preservation methods on the carbon content of *Megacyclops gigas*. – *Hydrobiologia* **72**: 281–285.
- SALONEN, K., J. SARVALA (1985): Combination of freezing and aldehyde fixation. A superior preservation method for biomass determination of aquatic invertebrates. – *Arch. Hydrobiol.* **103**: 217–230.
- SALONEN, K., R. LATJA (1988): Variation in the carbon content of two *Asplanchna* species. – *Hydrobiologia* **162**: 79–87.

- SCHRAM, M., G. R. PLOSKEY, E. H. SCHMITZ (1981): Dry weight loss in *Ceriodaphnia lacustris* (Crustacea, Cladocera) following formalin preservation. – Trans. Amer. Micros. Soc. **100**: 326–329.
- SCHRAM, M. D., E. H. SCHMITZ (1983): Correlation of total organic carbon and dry weight data as indices of fresh-water zooplankton biomass. – Hydrobiologia **106**: 283–284.
- STERMBERGER, R. S., J. J. GILBERT (1985): Body size, food concentration, and population growth in planktonic rotifers. – Ecology **66**: 1151–1159.
- TURLEY, C. M., R. C. NEWELL, D. B. ROBINS (1986): Survival strategies of two small marine ciliates and their role in regulating bacterial community structure under experimental conditions. – Mar. Ecol. Prog. Ser. **33**: 59–70.
- UTERMÖHL, H. (1958): Zur Vervollkommenung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. – Mitt. Int. Verein. Limnol. **9**: 1–38.
- VERITY, P. G., C. LANGDON (1984): Relationships between lorica volume, carbon, nitrogen, and ATP content of tintinnids in Narragansett Bay. – J. Plankton Res. **6**: 859–868.
- VERITY, P. G., CH. Y. ROBERTSON, G. R. TRONZO, M. G. ANDREWS, J. R. NELSON, M. E. SIERACKI (1992): Relationships between cell volume and the carbon and nitrogen content of marine photosynthetic nanoplankton. – Limnol. Oceanogr. **37**: 1434–1446.
- VUIJVERBERG, J., A. F. RICHTER (1982): Population dynamics and production of *Acanthocyclops robustus* (SARS) and *Mesocyclops leuckarti* (CLAUS) in Tjeukemeer. – Hydrobiologia **95**: 261–274.
- VÖRÖS, L., J. PADISÁK (1991): Relationship between phytoplankton biomass and chlorophyll-a in some shallow lakes in Central Europe. – Hydrobiologia **215**: 111–119.
- WALZ, N. (1983): Continuous culture of the pelagic rotifers *Keratella cochlearis* and *Brachionus angularis*. – Arch. Hydrobiol. **98**: 70–92.
- WALZ, N. (1987): Stoffumsatz und Kinetik von Regulationsprozessen bei Zooplankton-Populationen. Analysen und Modelle in Rotatorien-Chemostaten und im Plankton eines Sees. – Habilitationsschrift Ludwig-Maximilians-Universität München.
- WALZ, N., S. S. S. SARMA, U. BENKER (1995): Egg size in relation to body size in rotifers: An indication of reproductive strategy? – Hydrobiologia. **313/314**: 165–170.
- WIACKOWSKI, K., A. DONIEC, J. FYDA (1994): An empirical study of the effect of fixation on ciliate cell volume. – Mar. Microbial Food Webs. **8**: 59–69.
- WIEBE, P. H., S. BOYD, J. L. COX (1975): Relationships between zooplankton displacement volume, wet weight, dry weight, and carbon. – Fishery Bull. **73**: 777–786.
- WILLÉN, E. (1976): A simplified method of phytoplankton counting. – Br. Phycol. J. **11**: 265–278.
- YAN, N. D. (1986): Empirical prediction of crustacean zooplankton biomass in nutrient-poor Canadian Shield Lakes. – Can. J. Fish. Aquat. Sci. **43**: 788–796.

5.2. Indirekte Biomassebestimmung

Für die Biomassebestimmungen über die Planktonzählung (vgl. 5.1.) werden die Individuen gezählt und durch entsprechende Volumenangaben die Biomasse mit ihren anteiligen Substanzen berechnet. Die folgenden Abschnitte beschreiben die indirekte Biomassebestimmung mittels der Analyse ihrer chemischen Hauptbestandteile.

5.2.1. Chlorophyllbestimmung – photometrisch

5.2.1.1. Begriffsbestimmung

Chlorophyll, „Blattgrün“, ist der Farbstoff, der in allen photosynthetisch aktiven Organismen in den Chloroplasten enthalten ist und Sonnenlichtenergie absorbiert. Es handelt sich strukturell um einen Porphyrinring aus 4 Purinen, die um das Mg-Zentralatom gruppiert sind. Man unterscheidet neben dem allen grünen Pflanzen gemeinsamen